



UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

Dermanyssus gallinae EM GALINHAS POEDEIRAS EM BATERIA: CARGA PARASITÁRIA,
ACÇÃO VECTORIAL E ENSAIO DE CAMPO DE UM BIOPESTICIDA

DIOGO MIGUEL DA COSTA PEREIRA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca

Doutora Anabela de Sousa Santos da Silva Moreira

Dr. José João Rainho de Sousa Nunes

ORIENTADOR

Dr. José João Rainho de Sousa Nunes

CO-ORIENTADORA

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca

2011

LISBOA



UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

Dermanyssus gallinae EM GALINHAS POEDEIRAS EM BATERIA: CARGA PARASITÁRIA,
ACÇÃO VECTORIAL E ENSAIO DE CAMPO DE UM BIOPESTICIDA

DIOGO MIGUEL DA COSTA PEREIRA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles
Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca
Doutora Anabela de Sousa Santos da Silva Moreira
Dr. José João Rainho de Sousa Nunes

ORIENTADOR

Dr. José João Rainho de Sousa Nunes

CO-ORIENTADORA

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca

2011

LISBOA

Agradecimentos

Está este espaço reservado para um agradecimento sincero a todos aqueles que, de alguma forma, contribuíram para a realização desta dissertação de mestrado.

Agradeço, em primeiro lugar, ao Dr. José João Sousa Nunes pela forma profissional e dedicada com que orientou o meu trabalho. Um obrigado pela disponibilidade e simpatia com que sempre me recebeu e aconselhou.

À Professora Doutora Isabel Fonseca, co-orientadora desta dissertação, agradeço toda a ajuda e amizade, bem como todos os conhecimentos que, desde o início, se dispôs a transmitir-me.

Um muito obrigado ao Eng. José Luís por toda a disponibilidade, simpatia e pelos conselhos sensatos que sempre me deu.

Também agradeço à CAC II, em especial ao Sr. Adelino Sobreiro e Rui Crespo pela ajuda que nunca me negaram e pela maneira atenciosa com que sempre me acolheram.

Um agradecimento especial à Elanco, salientando o Dr. Jorge Trindade por todo o apoio prestado, pelo interesse demonstrado pelo meu trabalho e por todos os conhecimentos que comigo partilhou e que muito contribuíram para esta dissertação.

Ao Laboratório de Doenças parasitárias, agradeço, em particular, à Dra. Lúcia Gomes, pela presença bem-disposta e pela disponibilidade com que sempre esclareceu as minhas dúvidas, e ao amigo David Ramilo pela ajuda sempre pronta e por tornar o ambiente de trabalho um sítio muito melhor com a sua alegria característica.

Ao Laboratório de Inspeção Sanitária, em especial ao Prof. Doutor Fernando Bernardo, um obrigado pela paciência e boa-vontade com que se dispôs a ajudar-me.

Aos meus amigos de sempre Miguel, Rita, Ana, Emanuel e Gonçalo Barragan um grande obrigado por terem estado presentes em mais esta etapa da minha vida, apoiando-me em tudo o que precisei. Foram um “escape” quando o stress tomava proporções épicas e tudo o que precisava era umas boas gargalhadas.

Aos amigos da faculdade, Gonçalo Frouco, João, Ricardo e Tiago Santos que percorreram este caminho comigo, um muito obrigada pelo companheirismo com que sempre me brindaram.

À Margarida, ao Rui, ao Tiago Rafael, à Patrícia e à Juliana, o grupo de trabalho que me acompanhou na faculdade, agradeço a amizade e o empenho que foi sempre a base dos nossos trabalhos.

O último obrigado, vai para a minha família. Agradeço aos meus avós Manuel e Mariana, pela sua presença constante na minha vida, e pela forma com que sempre pude contar com eles, e aos avós Paulino e Belmira pelo carinho e dedicação com que sempre me rodearam.

Um obrigado às minhas tias Elsa e Quitéria, por todo o apoio e disponibilidade que demonstraram ao longo de toda a minha vida, desde que era criança até agora, ao final do curso.

Quero, também, agradecer à minha namorada Filipa por tudo o que vivi e vivo ao seu lado. Tem sido, sem dúvida, uma presença assídua em tudo o que faço que tanto me aconselhou e motivou mesmo quando o caminho a seguir parecia pouco claro. A alegria com que vive o dia-a-dia e todo o Amor com que me abraçou na sua vida foram importantes para chegar ao fim de mais este desafio.

Por fim, um obrigado enorme aos meus pais pela compreensão, pela ajuda, pelo carinho e pela dedicação. Obrigado por terem feito de mim o que sou, por me transmitirem a ideia de esforço e trabalho e por estarem sempre presentes ao longo de todo o meu percurso.

Dermanyssus gallinae em galinhas poedeiras em bateria: carga parasitária, acção vectorial e ensaio de campo de um biopesticida

Resumo

A parasitose por *Dermanyssus gallinae* constitui um dos maiores desafios no dia-a-dia de uma exploração avícola de galinhas poedeiras. Em grandes infestações este ácaro pode provocar sinais clínicos como prurido, danos na plumagem, erupções cutâneas com ou sem eritema e anemia, que pode ser fatal, stress e alterações comportamentais. Deste modo, o desempenho produtivo das galinhas parasitadas por este ácaro vai estar afectado.

A informação disponível sobre a ecologia de *D. gallinae* em Portugal é escassa e pressupõe uma lacuna de conhecimento sobre a prevalência desta parasitose no nosso país.

Assim, neste trabalho pretendeu-se: (i) determinar a carga parasitária de *D. gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria; (ii) pesquisar a presença de *Salmonella* spp. em amostras de campo de *D. gallinae* e (iii) avaliar a eficácia do princípio activo espinosade, em ensaio de campo, no controlo de *D. gallinae* em pavilhões de postura.

Para isso, foram estudados 8 pavilhões com galinhas poedeiras em bateria, localizados na região Centro de Portugal, com um número médio de 21 150 galinhas por pavilhão. Para a captura dos ácaros foram utilizadas armadilhas de cartão canelado colocadas durante 2, 4 ou 6 dias consecutivos. Obtiveram-se valores médios de formas móveis de *D. gallinae* entre 0,7 e 1330. A pesquisa de *Salmonella* spp. realizada em 15 amostras revelou-se negativa.

No que se refere ao ensaio de campo do princípio activo espinosade, realizado em dois pavilhões, verificou-se uma redução de cerca de 99% na população de *D. gallinae*. O poder residual deste biopesticida ficou demonstrado pela manutenção da população de *D. gallinae* em níveis baixos: num dos pavilhões entre 30 e 60 dias e no outro durante pelo menos 80 dias.

Tanto quanto sabemos este trabalho foi pioneiro nos estudos efectuados na avicultura de produção de ovos em Portugal.

Palavras-chave: *Dermanyssus gallinae*, dermanissose, galinhas poedeiras, armadilhas *Salmonella* spp., espinosade.

Dermanyssus gallinae in battery caged system laying hens: parasite load, vectorial role and field trial of a biopesticide

Abstract

Dermanyssus gallinae is one of the greatest challenges a laying hens' farm has to deal with on a daily basis.

In heavy infestations, this mite can cause clinical signs such as itching, damaged plumage, rashes with or without erythema and anemia, which can be deadly, but also stress and behaviour disorders. Therefore, the performance of the infested hens will be affected.

The available information about the ecology of *D. gallinae* in Portugal is rather scarce and shows a gap when it comes to studying the prevalence of this parasitosis in our country.

Keeping this in mind, this work aims to: (i) determine the parasite load of *D. gallinae* in production facilities hanging laying hens; (ii) search whether or not *Salmonella* spp. exists in field samples of *D. gallinae* and (iii) evaluate the efficiency of the active ingredient spinosad, in a field trial, in controlling *D. gallinae* in egg production facilities.

To achieve these results, 8 production facilities hanging laying hens with 21 150 animals, approximately, and located in Portugal's Center region were, therefore, studied. To capture the mites it was used corrugated cardboard traps placed for 2, 4 or 6 consecutive days. It was obtained an average values of physically active forms between 0,7 and 1330. The search for *Salmonella* spp. on 15 samples gave negative results.

Regarding the field trial of the active substance spinosad, which was held in two egg production facilities, it was proved to be an effective solution, reducing in 99% the population of *D. gallinae*. The residual effect of this biopesticide has been shown when maintaining the population of *D. gallinae* at low levels: in one of the facilities in between 30 and 60 days and in the other 80 days, at least.

As far as we know, this work was a pioneer study conducted in poultry egg production in Portugal.

Key-words: *Dermanyssus gallinae*, dermanissosis, laying hens, traps, *Salmonella* spp., spinosad.

Índice Geral

Agradecimentos	i
Resumo	iii
Abstract	iv
Índice de Figuras.....	vii
Índice de Tabelas	viii
Índice de Gráficos	ix
Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos.....	x
 Parte I: Introdução geral	 1
 Parte II: Descrição das actividades realizadas durante o estágio	 2
Tecnologia e Nutrição Animal (TNA).....	2
Laboratório de Doenças Parasitárias – Faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa (FMV-UTL).....	2
Laboratório de Inspeção Sanitária da FMV-UTL	2
 Parte III: Revisão Bibliográfica	 3
1 Manejo das galinhas poedeiras	3
1.1 Ciclo de produção.....	3
1.2 Programas de luz	4
1.3 Nutrição	4
1.4 Medidas de profilaxia geral.....	5
2 Ciclo biológico de <i>Dermanyssus gallinae</i>	6
3 Relação hospedeiro-parasita.....	8
4 Relação intra-específica de <i>Dermanyssus gallinae</i>	10
5 Morfologia externa de <i>Dermanyssus gallinae</i>	11
5.1 Gnatossoma	12
5.2 Idiossoma	14
5.3 Podossoma	16
6 Epidemiologia	18
7 Patogenia e sinais clínicos da toxicose por <i>Dermanyssus gallinae</i>	21
8 Capacidade vectorial de <i>Dermanyssus gallinae</i>	24
8.1 Capacidade vectorial de <i>Dermanyssus gallinae</i> para <i>Salmonella</i> spp.....	26
9 Controlo de <i>Dermanyssus gallinae</i>	29
9.1 Acaricidas sintéticos	29
9.2 Novos acaricidas	29
9.3 Vacinas.....	31
9.4 Controlo biológico	32
9.5 Manejo dos animais.....	33
9.6 Sistemas de gestão integrada de parasitoses.....	34

Parte IV: <i>Dermanyssus gallinae</i> em galinhas poedeiras em bateria: carga parasitária, acção vectorial e ensaio de campo de um biopesticida	35
1 Objectivos	35
2 Materiais e Métodos	35
2.1 Determinação da carga parasitária de <i>Dermanyssus gallinae</i> em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria.....	35
2.2 Pesquisa de <i>Salmonella</i> spp. em amostras de <i>Dermanyssus gallinae</i> em galinhas poedeiras em bateria.....	38
2.3 Avaliação da eficácia do princípio activo espinosade, em ensaio de campo, no controlo de <i>Dermanyssus gallinae</i> em pavilhões de postura.	39
2.4 Análise estatística	42
3 Resultados	43
3.1 Determinação da carga parasitária de <i>Dermanyssus gallinae</i> em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria.....	43
3.2 Pesquisa de <i>Salmonella</i> spp. em amostras de <i>Dermanyssus gallinae</i> em galinhas poedeiras em bateria.....	49
3.3 Avaliação da eficácia do princípio activo espinosade, em ensaio de campo, no controlo de <i>Dermanyssus gallinae</i> em pavilhões de postura	49
4 Discussão	52
5 Conclusão	62
Parte V: Referências Bibliográficas	63
Anexo I - Esquema dos pavilhões das explorações 1 e 2	67
Anexo II – Chave dicotómica para diferenciação das diferentes fases evolutivas de <i>Dermanyssus gallinae</i>.....	69
Anexo III - Esquema dos pavilhões utilizados no ensaio do espinosade	70

Índice de Figuras

Figura 1 - Esquema do ciclo biológico de <i>Dermanyssus gallinae</i>	8
Figura 2 - Exemplo de colónia de <i>Dermanyssus gallinae</i> alojando indivíduos em várias fases do ciclo de vida	11
Figura 3 - Esquema de divisão corporal de <i>Dermanyssus gallinae</i>	12
Figura 4 - Quelícera de <i>Dermanyssus gallinae</i>	12
Figura 5 - <i>Tectum capituli</i> de <i>Dermanyssus gallinae</i>	13
Figura 6 - Parte do gnatossoma de <i>Ornithonyssus bacoti</i>	13
Figura 7 - Algumas estruturas visíveis ao microscópio óptico de <i>Dermanyssus gallinae</i>	14
Figura 8 - Representação esquemática da esclerotização dorsal da protoninfa (a), deutoninfa (b) e adulto (c) de <i>Dermanyssus gallinae</i>	14
Figura 9 - Vista dorsal de <i>Dermanyssus gallinae</i> com pormenores da quetotaxia	15
Figura 10 - Vista ventral de <i>Dermanyssus gallinae</i>	15
Figura 11 - Pormenor do escudo esternal e aba hialina do escudo genital de uma fêmea adulta de <i>Dermanyssus gallinae</i>	16
Figura 12 - Pormenor do escudo anal de uma fêmea adulta de <i>Dermanyssus gallinae</i>	16
Figura 13 - Pormenor do orifício genital de um macho adulto de <i>Dermanyssus gallinae</i>	16
Figura 14 - Pormenor dos segmentos das patas de <i>Dermanyssus gallinae</i>	17
Figura 15 - Pormenor do ambulacro de <i>Dermanyssus gallinae</i>	17
Figura 16 - Representação esquemática mostrando as diferentes etapas da transmissão vectorial no caso de um vector biológico.....	25
Figura 17 - Estrutura química da espinosina A e da espinosina D.....	30
Figura 18 - Esquema representativo do local exacto de colocação das armadilhas.	36
Figura 19 - Esquema representativo das armadilhas utilizadas.....	36
Figura 20 - Exemplo de API-20E de confirmação da presença de <i>Salmonella</i> spp.	39
Figura 21 - Aspersion do sistema de aplicação.....	40
Figura 22 - Método de aplicação do espinosade.	40
Figura 23 - Depósito do sistema de aplicação.....	40
Figura 24 - Embalagem de Elector®	41
Figura 25 - Esquema de colocação de armadilhas do ensaio do espinosade.	41
Figura 26 - Galeria API-20E da amostra do último corredor do pavilhão nº 2 correspondente a <i>Pseudomonas putrefaciens</i>	49

Índice de Tabelas

Tabela 1 - Tabela com as metas a atingir de peso corporal das galinhas durante o período de recria.....	4
Tabela 2 - Percentagem de jaulas tradicionais e prevalência de <i>Dermanyssus gallinae</i> em alguns países.....	18
Tabela 3 - Bactérias e vírus provavelmente associados com <i>Dermanyssus gallinae</i>	28
Tabela 4 - Características dos pavilhões onde foram efectuadas a recolha de amostras.	35
Tabela 5 - Critérios para definir a proporção de diluição.....	37
Tabela 6 - Características dos pavilhões onde foram efectuadas as recolhas de amostras destinadas à avaliação da eficácia do princípio activo espinosade.	40
Tabela 7 - Número de formas móveis, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas.....	43
Tabela 8 - Número de espécimes em cada fase evolutiva, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas.....	44
Tabela 9 - Número de formas móveis obtido, por dia, em cada pavilhão.....	45
Tabela 10 - Número de espécimes em cada fase evolutiva obtido, por dia, em cada pavilhão.....	45
Tabela 11 - Número de espécimes em cada fase evolutiva obtido, por dia, em cada corredor.	46
Tabela 12 - Resultado da pesquisa de <i>Salmonella</i> spp. em amostras de <i>Dermanyssus gallinae</i> recolhidos em vários corredores de diferentes pavilhões.....	49
Tabela 13 - Número de formas móveis obtido, por dia, em cada pavilhão no decorrer do ensaio.....	49

Índice de Gráficos

Gráfico 1 - Percentagem de nº de ovos por galinha, por dia, durante todo o ciclo de postura de galinhas poedeiras da estirpe Hy-Line Brown	3
Gráfico 2 - Número médio de formas móveis, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas	43
Gráfico 3 - Número médio de espécimes em cada fase evolutiva, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas.	44
Gráfico 4 - Número médio de formas móveis médio obtido por pavilhão e por dia.	45
Gráfico 5 - Número médio de espécimes em cada fase evolutiva obtido, por dia em cada pavilhão.	47
Gráfico 6 - Número médio de formas móveis obtido, por dia, por corredor em cada pavilhão.	47
Gráfico 7 - Número de espécimes de <i>Dermanyssus gallinae</i> em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 1.	48
Gráfico 8 - Número de espécimes de <i>Dermanyssus gallinae</i> em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 2.	48
Gráfico 9 - Número de espécimes de <i>Dermanyssus gallinae</i> em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 3.	48
Gráfico 10 - Número de espécimes de <i>Dermanyssus gallinae</i> em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 3.	48
Gráfico 11 - Número de espécimes de <i>Dermanyssus gallinae</i> em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 5.	48
Gráfico 12 - Número de formas móveis de <i>Dermanyssus gallinae</i> , durante o ensaio de campo do espinosade, no pavilhão 6 (pavilhão tratado).	50
Gráfico 13 - Número de formas móveis de <i>Dermanyssus gallinae</i> , durante o ensaio de campo do espinosade, no pavilhão 7 (pavilhão tratado).	50
Gráfico 14 - Número de formas móveis de <i>Dermanyssus gallinae</i> , durante o ensaio de campo do espinosade, no pavilhão 8 (pavilhão controlo).	50
Gráfico 15 - Número médio de formas móveis de <i>Dermanyssus gallinae</i> , durante o ensaio de campo do espinosade, por pavilhão.	51

Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos

<	Menor
>	Maior
≈	Aproximadamente
♂	Macho
♀	Fêmea
ΔT	Variação de temperatura
°C	Grau Celsius
API-20E	<i>Analytical Profile Index – 20 Enterobacteriaceae</i>
cm	Centímetro
cm ²	Centímetro quadrado
CO ₂	Dióxido de Carbono
dT/dt	Gradiente de temperatura
g	Grama
g/L	Gramas por litro
GABA	Ácido gama-aminobutírico
HACCP	<i>Hazard analysis and critical control points</i>
HR	Humidade Relativa
KOH	Hidróxido de potássio
log	Logaritmo decimal
m ²	Metro quadrado
mg	Miligramma
ml	Mililitro
mm	Milímetro
RVM	Meio de Rappaport-Vassiliadis
TSI	<i>Tripal sugar iron agar</i>

Parte I: Introdução geral

A avicultura de produção de ovos tem os seus primórdios na Índia e na China, onde os colonizadores domesticaram algumas espécies de galináceos. Juntamente com a industrialização de quase todos os sectores da economia, no século XX, também a avicultura passou a ser encarada como uma indústria. Para este facto, muito contribuíram os avanços em áreas como a genética e a tecnologia, com a selecção de espécies de elevada performance e com o desenvolvimento de equipamentos mecânicos bastante eficientes, respectivamente. Foi, assim, possível o aparecimento de aviários com um grande efectivo animal. Na década de 90, apareceram, então, os primeiros pavilhões avícolas de produção de ovos com capacidade para alojamento de mais de 100 mil galinhas.

Em Portugal, onde o universo total de galinhas poedeiras em postura é composto por mais de 7 milhões de animais dos quais 97% se encontram alojadas em pavilhões de gaiolas, chegaram a existir núcleos de pavilhões com capacidade para alojar até 500 mil galinhas poedeiras, enquanto que, actualmente, em certos países esses núcleos de pavilhões atingem capacidades de mais de 1 milhão de galinhas (Observatório dos Mercados Agrícolas e das Importações Agro-Alimentares, 2006). Estes aviários de elevada capacidade permitem rentabilizar o espaço, ou seja, permitem a instalação de um maior número de galinhas na mesma quantidade de m^2 (são aviários que comportam um maior número de pisos de baterias), mas têm uma enorme desvantagem que se prende com a grande facilidade de propagação de doenças infecto-contagiosas e de doenças parasitárias, exacerbando, assim, os prejuízos para a economia e para o bem-estar dos animais e dos trabalhadores das mesmas.

Dentro do grupo das doenças parasitárias, que são hoje um dos grandes desafios da avicultura industrial de produção de ovos, temos as ectoparasitoses. As ectoparasitoses podem ser divididas em dois grupos: O primeiro em que os parasitas que as causam, apenas se alimentam de estruturas do hospedeiro, como as penas e as células mortas da pele e apresentam uma importância económica menos significativa na avicultura industrial, sendo, somente, relevantes em animais de companhia ou em animais de exposição. O segundo grupo é composto por ectoparasitas que causam maior irritação e perdas económicas, pois utilizam o hospedeiro como fonte de sangue, linfa, calor e abrigo, e dentro deste podemos encontrar, entre outros ectoparasitas, os ácaros hematófagos (De Vaney, 1986 citado em Cunha, 2008).

O ácaro das galinhas, o ácaro vermelho das galinhas ou o piolho vermelho das galinhas, como, incorrectamente, *Dermanyssus gallinae* (DeGeer) é muitas vezes designado, é, juntamente com *Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini & Fanzago), um dos ácaros hematófagos com maior importância económica na avicultura industrial. Contudo, a nível Europeu, e, particularmente, em Portugal, *O. sylviarum*, devido à sua baixa prevalência, não

tem sido mencionado como causa de perdas importantes. Pelo contrário, *D. gallinae* é, cada vez mais, um grave problema para os avicultores de galinhas poedeiras em Portugal e em grande parte dos países da Europa (Kilpinen, 2001; Sparagano *et al.*, 2009).

Parte II: Descrição das actividades realizadas durante o estágio

Tecnologia e Nutrição Animal (TNA)

Durante o estágio realizado nesta empresa o autor foi colocado numa companhia avícola (CAC II) de vários produtores da região centro do país. Essa companhia, sediada no concelho de Leiria, possui um efectivo de aproximadamente 1 milhão de galinhas poedeiras distribuídas por cerca de 40 produtores. Neste local foi proporcionado ao autor o acompanhamento das actividades de rotina de uma exploração avícola de produção de ovos, como o diagnóstico e o tratamento de doenças, o estudo e a análise dos índices produtivos e factores que os influenciam, a execução de programas de vacinação, entre outras. Para o desenvolvimento dos trabalhos práticos necessários para a elaboração desta dissertação, foram concedidos ao autor um total de oito pavilhões aos quais se dedicou praticamente a tempo inteiro durante o período de estudo.

Laboratório de Doenças Parasitárias – Faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa (FMV-UTL)

Neste laboratório desenvolveram-se trabalhos de identificação de ácaros da espécie *Dermanyssus gallinae*, assim como a sua diferenciação nas várias fases evolutivas do ciclo de vida do mesmo. Foi também neste local que foram contabilizados os espécimes de *D. gallinae* presentes nas armadilhas de recolha de amostras.

Laboratório de Inspecção Sanitária da FMV-UTL

Neste laboratório o autor desenvolveu todas as actividades referentes à pesquisa de *Salmonella* spp. em *D. gallinae* recolhidos através de armadilhas de cartão canelado, utilizando várias técnicas de análise microbiológica.

Parte III: Revisão Bibliográfica

1 Maneio das galinhas poedeiras

1.1 Ciclo de produção

As actuais estirpes de galinhas poedeiras industriais iniciam o seu ciclo de postura, em média, a partir das 19 semanas de vida. A duração deste ciclo produtivo é variável, mas é raro que se prolongue para além das 70 - 75 semanas de vida. A partir dessa altura, a produção deixa normalmente de ser rentável, em função das normais quebras de postura, assim como pela degradação da qualidade do ovo, nomeadamente no que se refere ao processo de encasamento.

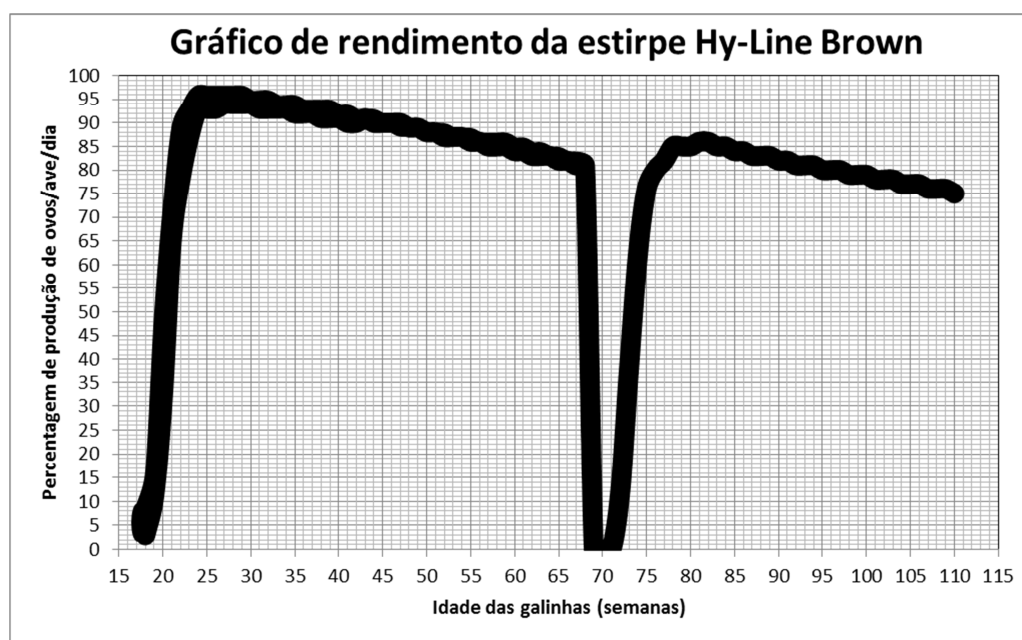


Gráfico 1 - Percentagem de nº de ovos por galinha, por dia, durante todo o ciclo de postura de galinhas poedeiras da estirpe Hy-Line Brown. A largura da barra representa o intervalo entre as percentagens alcançadas na presença de condições óptimas e na presença de condições médias (Fonte: Manual de standards de rendimento da Hy-Line Brown).

O período de produção é precedido pela cria/recria. Estas 18 ou 19 semanas iniciais são de particular importância, pois é neste período que se prepara a “matéria-prima” que pela sua qualidade ditará um futuro sucesso ou insucesso produtivo.

Todos os factores de produção deverão ter nesta fase um controlo particularmente rigoroso, nomeadamente a estimulação luminosa, a alimentação e o abeberamento, a profilaxia, os factores ambientais, a homogeneidade do bando, enfim todas as operações de maneio, seguindo sempre as normas preconizadas pelo manual da estirpe de galinhas utilizada.

1.2 Programas de luz

A luz é um dos factores mais importantes na regulação do ciclo produtivo das aves. Na recria, o controlo dos períodos de luz e obscuridade torna possível modelar (adiantar ou atrasar) a maturidade sexual das aves e consequente entrada em postura.

Para além deste facto, as aves só consomem o seu alimento e água na presença da luz, o que também é importante para o controlo do seu crescimento.

Existem vários programas de luz possíveis. Todos se iniciam com luz durante 24 horas/dia nos primeiros dias de vida, com diminuição progressiva até cerca de 13 horas (período de luz diurna natural) com 13 – 14 semanas de idade. A partir das 17 – 18 semanas deve dar-se um aumento também progressivo do período de luminosidade (estimular o início da postura), até que em plena postura (já em fase de produção) se atinja um máximo de cerca de 16 horas de luz/dia.

Existem várias estratégias em relação à gestão da luz, nomeadamente quanto à intensidade, cor, continuidade ou intermitência, colocação dos pontos de luz, etc., que devem ser adaptadas ao pavilhão em causa, assim como ao tipo e resposta das aves.

1.3 Nutrição

Os programas nutricionais também são variados e devem ser adaptados a todas as

Metas de peso corporal durante o período de crescimento	
Idade (semanas)	Peso corporal (g)
1	70
2	120
3	180
4	250
5	340
6	440
7	540
8	640
9	750
10	860
11	960
12	1060
13	1140
14	1200
15	1260
16	1320
17	1400
18	1480

Tabela 1 - Tabela com as metas a atingir de peso corporal das galinhas durante o período de recria. (Fonte: Manual de standards de rendimento da Hy-Line Brown).

condições produtivas.

Durante a recria são, em regra, administrados três tipos de alimentos com níveis nutricionais diferentes. Um primeiro até cerca das 4 – 5 semanas de vida, com níveis nutricionais adaptados a um bom arranque; um segundo tipo de alimento até perto das 10 semanas, formulado para uma boa consolidação corporal; e um terceiro, até cerca das 17 semanas, que proporcione um crescimento lento. As galinhas poedeiras não são animais de produção de carne. Logo, o que se procura é uma solidez corporal em vez de um peso corporal elevado. Na tabela 1 estão descritas as metas de peso corporal a serem atingidas pelas frangas da estirpe Hy-Line Brown durante o período de recria.

O factor de maior importância nesta fase é a homogeneidade dos bandos. Isto é, atingir os pesos preconizados pelo guia de manejo, mas com pouca diferença do peso das aves entre si.

Antes da entrada em postura, é benéfica a administração de um alimento pré-postura durante cerca de duas semanas – até uma percentagem

máxima de postura de 5%. Este alimento tem um valor bastante superior em cálcio (de 2% a 2,5%) com o importante objectivo de promover a reserva deste mineral no osso de tipo medular.

Na fase de postura é vulgar existirem dois tipos de alimentos, o primeiro para a fase de pico de postura (com maiores teores de energia) e outro para a fase de pós-pico tentando acompanhar a tendência natural a postura contar com menos ovos mas de maiores dimensões.

É extremamente importante o aporte de cálcio durante a fase de produção (um total de cerca de 4%), pois é fundamental para um correcto encasamento do ovo. Aqui também todo o manejo alimentar deve ser adaptado a todas as características do bando e sua resposta produtiva.

1.4 Medidas de profilaxia geral

Como em qualquer animal de produção, é praticamente impossível atingir bons índices produtivos se não existir um programa profiláctico rigoroso sendo a biossegurança o factor chave.

É sempre importante ter procedimentos de higiene e desinfecção intensos, assim como um correcto isolamento das instalações à entrada de elementos estranhos (objectos, pessoas e outros animais).

No que diz respeito à profilaxia médica, deve existir um programa elaborado pelo Médico Veterinário assistente da exploração, igualmente adaptado à realidade sanitária da região e de acordo com as imposições legais vigentes.

Assim, e antes da entrada em postura, um programa-tipo deve incluir vacinas contra os agentes de:

- Bronquite Infecciosa
- Bronquite infecciosa (vírus variantes)
- Doença de Newcastle
- Doença de Gumboro
- Encefalomielite
- Rinotraqueíte
- Varíola Aviária
- Laringotraqueíte
- Salmonelose
- Síndrome da Queda de Postura

O método mais comum e mais fácil para administração de vacinas é através da água de bebida. No entanto, algumas vacinas exigem aplicação em “gota ocular”, punção da membrana da asa e até injeção intra-muscular.

2 Ciclo biológico de *Dermanyssus gallinae*

O ciclo biológico de *Dermanyssus gallinae* foi descrito pela primeira vez por Bishopp e Wood (1917). A grande parte do ciclo biológico deste ácaro é feita fora do hospedeiro, recorrendo apenas a este quando se vai alimentar (Mullen & Durden, 2009).

Este ácaro passa por cinco fases durante o seu ciclo de vida (Figura 1). São elas o ovo, a larva, a protoninfa, a deutoninfa e o adulto, macho ou fêmea. Bishopp e Wood (1917) referem que as fêmeas adultas, 12 a 48 horas após a refeição sanguínea (período de pré-ovoposição), depositam entre três e sete ovos semelhantes a uma pérola branca com forma elíptica. A ovoposição é feita individualmente nas ranhuras onde os adultos se alojam e acasalam (Nordenfors & Hoglund, 2000). Estas visitas ao hospedeiro para se alimentar seguidas de um período de ovoposição, são repetidas até oito vezes, sendo que, durante esse período, são depositados entre 25 a 35 ovos. Destes vão eclodir as larvas passados, aproximadamente, dois dias. Estas larvas sofrem uma muda, sem se alimentarem, para protoninfas em um a dois dias. Esta primeira fase de ninfa caracteriza-se por possuir uma cor bastante clara quase transparente. Uma nova muda vai ocorrer, após uma primeira refeição sanguínea, seguindo-se uma segunda fase de ninfa, denominada deutoninfa. Esta segunda muda é feita 30 a 48 horas após as protoninfas se alimentarem. A fase de deutoninfa, rapidamente, após a muda, vai ingerir uma nova refeição sanguínea, sendo que a muda para adultos é feita um a dois dias depois desta refeição.

Em adultos, as fêmeas apresentam uma cor acinzentada antes de se alimentarem passando para vermelha escura após a ingestão de sangue. O ciclo biológico fica, assim, completo em em média ao fim de sete dias (Bishopp & Wood, 1917).

Num estudo realizado, no Brasil, por Tucci, Prado e Araújo (2008), foi analisado o ciclo biológico de *D. gallinae* sob cinco temperaturas diferentes (15 °, 20 °, 25 °, 30 ° e 35 °C) e a uma HR de 70 - 85%. Estes autores referem que o período de pré-ovoposição é de 24 horas, sendo que a 15 °C as fêmeas apenas começaram a depositar ovos passadas 86,74 horas (aproximadamente, 3 dias e meio). O mesmo foi verificado no período durante o qual as fêmeas depositaram ovos (período de ovoposição) que foi bastante superior a 15 °C em comparação com as restantes temperaturas. A 15 °C as fêmeas efectuaram a ovoposição, em média, durante 85,8 horas (aproximadamente, três dias e meio), podendo mesmo este período prolongar-se até às 216 horas (nove dias). Segundo Nordenfors, Höglund e Ugglä (1999) fêmeas de *D. gallinae* mantidas a 5 °C e a 29% de HR começaram a ovoposição, igualmente, às 24 horas e prolongaram este período, em média, até 28,2 dias. Apesar de a HR ser bastante inferior à do estudo de Tucci *et al.* (2008), estes autores referem que o período de ovoposição não é influenciado pelo grau de humidade, visto não terem encontrado diferenças significativas neste aspecto em fêmeas mantidas a 30, 45, 70 e 90% de HR. Ainda referente ao período de ovoposição, Tucci *et al.* (2008) verificaram que o número de ovos depositados por cada fêmea variou entre 1 e 8 por cada refeição

sanguínea. Estes verificaram, ainda, que o número de ovos libertados por refeição sanguínea aumenta, até atingir um pico, ao terceiro dia, havendo posteriormente uma quebra.

O tempo de eclosão das larvas foi outro dos parâmetros medidos por estes autores. Pode variar de 38,7 horas, a 30 °C, a 10 dias, a 15 °C. A viabilidade dos ovos também foi estudada, tendo sido concluído que, para a maioria das temperaturas em estudo, cerca de 90% dos ovos vão dar origem a larvas. Por outro lado, com 35 °C de temperatura apenas 11,42% dos ovos evoluíram para a fase seguinte.

Através destas observações, Tucci *et al.* (2008) puderam inferir que as altas temperaturas parecem interferir no desenvolvimento embrionário de *D. gallinae*. Tendo em conta que o ovo se apresenta como a fase de desenvolvimento dos artrópodes com maior resistência às agressões externas, sendo muitas vezes resistente aos produtos químicos utilizados na desparasitação, o facto de ser, extremamente, sensível à dessecação pode ser uma característica com interesse no controlo desta ectoparasitose através de um factor físico, como é o caso da temperatura.

As observações levadas a cabo por Tucci *et al.* (2008) verificaram que o período da fase larvar também tinha a menor duração a 30 °C e a maior a 15 °C, variando de 24 horas a 11 dias. Contudo, segundo os autores, para todas as temperaturas, excepto os 15 °C, a maior parte das larvas terminou a sua muda em 24 horas. A viabilidade das larvas, por sua vez, foi menor a 15 °C, onde apenas 20,15% das larvas conseguiram sobreviver, contra, por exemplo, 98,57% a 30 °C. A muda de protoninfa, fase evolutiva imediatamente a seguir à larva, para deutoninfa, ocorreu na maioria dos casos nas primeiras 24 horas após a refeição sanguínea. Estes tempos não se verificaram às temperaturas de 15 e 20 °C onde a muda se verificou, na grande maioria das vezes, às 72 horas. O período mínimo para se dar a passagem da fase de protoninfa para deutoninfa é de 24 horas à temperatura de 30 °C, sendo que o máximo é de 7 dias verificado a 15 °C. Nesta fase a maior taxa de sobrevivência foi alcançada a 20 °C (91,2%) e a menor a 15 °C (17,35%). Por fim, os autores referem que mudança da fase de deutoninfa para adulto ocorreu entre as 24 horas e os 10 dias após a refeição sanguínea destas. A fase de deutoninfa foi alcançada mais rapidamente à temperatura de 30 °C, onde 85,9% das protoninfas se converteram em deutoninfas nas primeiras 24 horas após a refeição sanguínea. Os ácaros nesta fase foram aqueles que apresentaram menor viabilidade, tendo, apenas, 9,28 e 30,61% das deutoninfas sobrevivido às temperaturas de 15 e 30 °C, respectivamente a mais e a menos letal. A maior taxa de sobrevivência verificou-se a 30 °C, com um valor de 87,65%.

Assim Tucci *et al.* (2008), concluíram que a duração total do ciclo diminui com o aumento da temperatura, tendo uma duração de, aproximadamente, 29 dias, a 15 °C, e de um pouco menos de 6 dias (140,69 horas), a 30 °C. Os autores observaram ainda que a 35 °C a duração do ciclo aumentou (≈7,2 dias), tendo este aumento tido como causa provável o

stress devido ao calor. Concluíram, ainda, que a duração de todos os períodos, individualmente, era inferior se a temperatura verificada fosse de 30 °C. A viabilidade de todas as fases evolutivas foi superior a 30 °C. Assim, e tendo em conta estes dados, os autores concluíram que a temperatura de 30 °C se demonstrou óptima para desenvolvimento de *D. gallinae*.

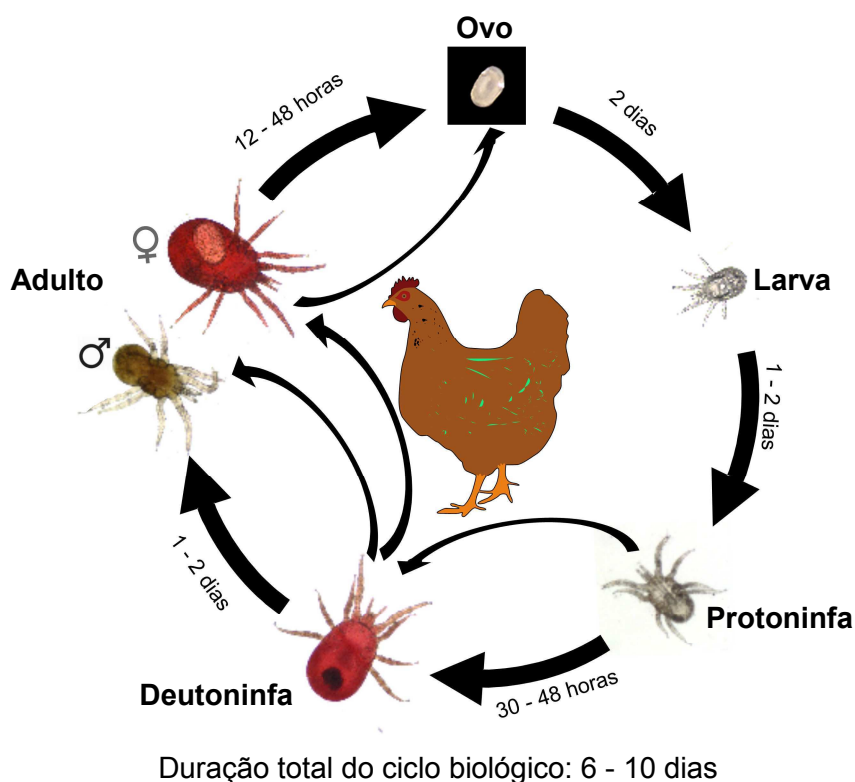


Figura 1 - Esquema do ciclo biológico de *Dermanyssus gallinae*. Fotografias e desenhos originais. (Os valores representados na figura foram obtidos através das descrições de Bishopp e Wood (1917)).

3 Relação hospedeiro-parasita

As refeições sanguíneas são feitas, maioritariamente, de noite ou em locais escuros, sendo possível, também, que se realizem de dia sob condições de fraca luminosidade (Sikes & Chamberlain, 1954). Kilpinen (2001) refere que a detecção e localização do hospedeiro, por analogia com outros ectoparasitas artrópodes, depende da combinação ou sequência de vários estímulos. Deste modo, este autor analisou o comportamento de grupos de fêmeas adultas em jejum há 5 - 8 dias. Na análise dos seus resultados, o autor recorreu a dois parâmetros: a variação da temperatura (ΔT) e o gradiente de temperatura (velocidade a que essa variação de temperatura é feita, dT/dt). Assim, concluiu-se que o calor é uma poderosa fonte de activação para os ácaros vermelhos das galinhas. Verificou-se ainda que, comparando com outros estudos semelhantes já realizados, *D. gallinae* é quase tão sensível ao calor como a espécie de invertebrados mais sensível até agora estudada, *Speophyes lucidulus*. O ácaro das galinhas é activado por gradientes tão baixos como 0,005 °C/segundo. O autor concluiu ainda que o grau de activação para cada valor de gradiente de

temperatura não era homogêneo nem entre grupos nem mesmo dentro de cada grupo, havendo, assim, um grau de variação individual. Neste estudo também se verificou que os ácaros que se mantinham quietos muitas vezes tornavam-se activos após contacto com ácaros activos. Segundo o autor, a velocidade a que a temperatura varia (gradiente de temperatura) é mais importante na activação de *D. gallinae* do que, propriamente, a amplitude dessa mesma variação (ΔT). Isto permite concluir que *D. gallinae* dificilmente se torna activo com variações de temperatura elevadas feitas em intervalos de tempo muito prolongados, ou seja, com gradientes de temperatura baixos. Tendo em conta estes resultados, e na tentativa de os transpor para a realidade existente, é, facilmente, perceptível que a distância e a condutância do material que separa o ácaro do seu hospedeiro são factores determinantes para a obtenção de variações de temperatura e gradientes de temperatura capazes de activar *D. gallinae*. Tendo em conta que os materiais utilizados nas baterias dos aviários (por exemplo, metal e plástico) são materiais com baixa condutância, o calor do hospedeiro obtido através destes materiais é considerado um estímulo com um intervalo de eficácia bastante reduzido. Por outro lado, o calor do ar expirado pelos hospedeiros pode ser um indicador bastante importante para a detecção e localização do hospedeiro por parte de *D. gallinae*. Por último, estes autores concluíram que, tendo em conta o comportamento de *D. gallinae* perante as variações térmicas, o calor poderá vir a ser uma das armas de combate contra esta ectoparasitose, principalmente, nos períodos de vazio sanitário, activando os ácaros em jejum e fazendo-os sair dos seus esconderijos à procura de hospedeiros susceptíveis, para de seguida serem aplicadas as medidas de profilaxia.

Outra forma utilizada pelos ácaros para detectarem o seu hospedeiro, neste caso as galinhas, é o reconhecimento das cairomonas específicas destes. As cairomonas são hormonas voláteis, assim designadas por mediarem interacções interespecíficas entre o hospedeiro e o parasita. A mediação das interacções intra-específicas é feita através de feromonas, como será descrito mais à frente.

Koenraad e Dicke (2010) estudaram o grau de resposta dos ácaros alimentados e não alimentados a diferentes estímulos relacionados com o hospedeiro. Esses estímulos foram o dióxido de carbono (CO_2) e os odores das penas recentes, retiradas das galinhas, e das penas antigas, retiradas do estrume das baterias. Os autores concluíram que as penas mais antigas são mais atractivas para os ácaros em jejum do que as penas frescas, retiradas directamente das galinhas. Existem vários compostos químicos que podem ser responsáveis pela atracção de *D. gallinae* pelas penas. Estas são cobertas por uma camada impermeável de lípidos provenientes da glândula uropigial. Estes lípidos, desempenham funções na inibição do crescimento bacteriano. Contudo, estes compostos não são por natureza substâncias muito voláteis. Assim, é mais provável que o processo de atracção pelas penas esteja mais relacionado com os produtos de degradação bacteriana levada a

cabo pelas secreções da glândula uropigial, do que, propriamente pelos lípidos por ela libertados. A preferência dos ácaros em jejum pelas penas mais antigas, em detrimento das frescas suporta esta hipótese. Neste estudo o número de penas utilizado nos ensaios foi reduzido (10). Ainda assim, a atracção dos ácaros foi conseguida sugerindo, assim, que estes conseguem detectar baixos níveis de cairomonas. Ainda em relação às cairomonas mais estimulantes para *D. gallinae* na procura de hospedeiro, Zeman (1988) analisou os vários tipos de lípidos presentes na pele das galinhas, com vista a perceber qual a sua capacidade para atrair os ácaros. Para isso utilizou porções de tecido cutâneo, penas e secreções das glândulas uropigiais. Através dos extractos obtidos a partir dos tecidos e por cromatografia separaram e classificaram todos os componentes lipídicos das amostras. A partir daqui expôs grupos de 50 fêmeas adultas de *D. gallinae* aos odores de cada um destes componentes em separado e verificou qual deles fazia com que maior número de ácaros se alimentasse. Deste modo, concluiu que os diglicerídeos produzidos pela glândula uropigial são os maiores responsáveis pela alimentação de *D. gallinae* nas galinhas poedeiras. Ainda assim, verificou que existe uma série de outros componentes lipídicos da superfície cutânea a participarem na identificação do hospedeiro pelos ácaros. Tendo em conta estes aspectos supõe-se que, provavelmente, as cairomonas sejam um conjunto de várias moléculas e não um só lípido cutâneo.

Kilpinen (2005) refere algumas formas utilizadas por *D. gallinae* para não ser ingerido pelas galinhas quando se vai alimentar. Em situação de alta luminosidade os ácaros ao sentirem uma lufada de dióxido de carbono (CO₂) respondem mantendo-se imóveis. Isto previne-os de serem detectados pelas galinhas, pois essa lufada de CO₂ é indicativa de que esta, pela proximidade, provavelmente o está a ver. No entanto, ao sentir vibrações causadas pelo movimento dos animais a resposta ao CO₂ altera-se. Deste modo, visto que a atenção das galinhas parece já não estar virada para *D. gallinae*, este recomeça de novo a sua caminhada em busca do hospedeiro. Contudo, na presença de calor os ácaros voltam a imobilizar-se visto que este estímulo indica, normalmente, que a galinha se encontra próxima, muito provavelmente mais próxima do que no caso do estímulo vibratório. No entanto, em períodos de fraca luminosidade a imobilização de *D. gallinae* perante o estímulo do CO₂ não se verifica pois as galinhas, nestas condições, não os conseguem localizar. Assim, fica também subentendido que não há qualquer efeito de adormecimento nos ácaros por parte do CO₂.

4 Relação intra-específica de *Dermanyssus gallinae*

No período após a alimentação, os ácaros formam colónias (Figura 2), fora do hospedeiro, em locais reconhecidos como abrigos (Cunha, 2008). As frestas da madeira, os espaços entre as placas de metal e entre os comedouros de metal e os seus suportes de plástico, o interior das estruturas em metal das baterias, que normalmente é oca, e a zona de união

dos ferros (Figura 2) que suportam as cintas dos ovos apresentam-se como alguns dos



Figura 2 - Exemplo de colónia de *Dermanyssus gallinae* alojando indivíduos em várias fases do ciclo de vida (original).

locais preferenciais para servirem de esconderijo para *D. gallinae* (Magdas, Chirilă, Fit, Criste & Baci, 2006; Sparagano *et al.*, 2009). Estas colónias são compostas por indivíduos em todas as fases de desenvolvimento e a agregação é determinada pela acção conjunta de diferentes feromonas (Entrekin & Oliver, 1982). Durante este período alguns indivíduos morrem (Sikes & Chamberlain,

1954; Tucci, 2004).

Koenraadt e Dicke (2010) verificaram, que após exposição de ácaros alimentados e em jejum a extractos de ácaros também alimentados e não alimentados, que os ácaros não alimentados não respondem consistentemente aos odores dos extractos de ácaros coespecíficos. Os ácaros em jejum estão mais empenhados em encontrar o hospedeiro para se alimentarem do que os outros ácaros da mesma espécie para formarem colónias. Além disso, segundo os autores, os ácaros em jejum movem-se a uma velocidade superior à dos ácaros alimentados, pelo que se torna mais complicado registar a preferência de odores destes ácaros. Por outro lado, a resposta dos ácaros alimentados a estes extractos foi bastante mais evidente. Estas observações sustentam a hipótese de que após a refeição sanguínea os ácaros procuram os seus coespecíficos com o intuito de formarem colónias. Estes dados estão também de acordo com as observações feitas por Entrekin e Oliver (1982) que relataram que a agregação de *D. gallinae* é bastante mais rápida em ácaros alimentados do que em ácaros em jejum.

Koenraadt e Dicke (2010) observaram ainda que as colónias de *D. gallinae* são capazes de emitir pequenos níveis de CO₂. Estes baixos níveis de CO₂ conseguem, no entanto, ser detectados pelos ácaros, sendo, deste modo, provável que este gás também esteja envolvido na agregação em colónias por parte de *D. gallinae*. Assim, como aliás tem sido referido para outros artrópodes, como por exemplo o percevejo comum, pensa-se que, como anteriormente foi referido, a agregação em colónias de *D. gallinae* não seja determinada por apenas um composto mas sim uma mistura, que, ainda, se encontra por escrutinar (Siljander, Gries, Khaskin & Gries, 2008).

5 Morfologia externa de *Dermanyssus gallinae*

A morfologia externa dos ácaros pertencentes à ordem Parasitiformes (classe: Arachnida), onde se inclui a espécie *D. gallinae* pode ser, genericamente, separada em dois grandes segmentos, facilmente, diferenciáveis. São eles o gnatossoma ou capítulo e o idiossoma

(Figura 3). Este último, por sua vez, pode ser dividido em podossoma e opistosoma que correspondem à região que engloba as patas e à região que engloba o remanescente distal do ácaro, respectivamente.

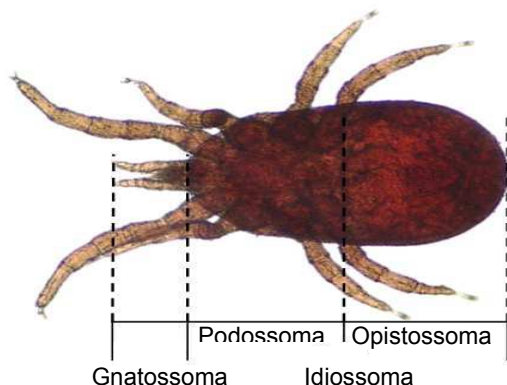


Figura 3 - Esquema de divisão corporal de *Dermanyssus gallinae* (Original) 50x.

5.1 Gnatossoma

O gnatossoma, também denominado capítulo, é o segmento anterior do corpo de *D. gallinae*. Este segmento do corpo dos ácaros possui funções sensitivas e de preensão dos alimentos. Várias estruturas fazem parte do gnatossoma, entre elas encontram-se as quelíceras.

As quelíceras são um par de apêndices pré-orais que possuem três segmentos. Um segmento proximal que é curto, um segundo segmento, ligado ao primeiro através de um processo condilar, que na sua parte distal forma o dedo fixo da quelícera e um terceiro segmento que corresponde ao dedo móvel e se articula com o dedo fixo por intermédio de uma membrana e dois côneilos que encaixam no acetábulo do dedo móvel. A mobilidade deste dedo é controlada por um par de músculos, com origem no interior do primeiro segmento da quelícera, cuja ligação ao dedo é feita através de um tendão elevador dorsal e de um tendão depressor ventral. Na fase larvar a diferença entre o comprimento do primeiro e do segundo segmento da quelícera não é evidente. Contudo nas fases seguintes, por serem fases que já fazem refeições sanguíneas, o segundo segmento apresenta um comprimento bastante superior ao primeiro, fazendo com que a quelícera se assemelhe a um estilete (Figura 4 – b). No macho, o comprimento do segundo segmento é inferior ao dobro do comprimento do primeiro (Figura 4 – c)

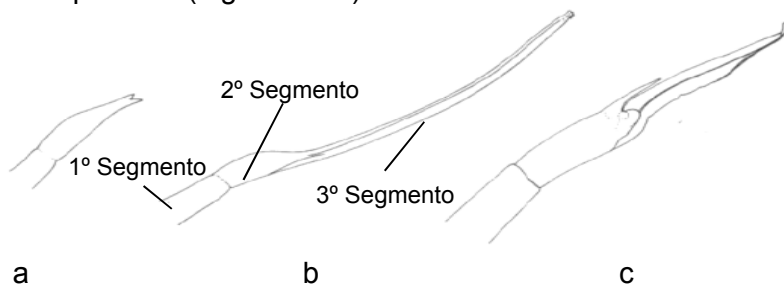


Figura 4 - Quelícera de *Dermanyssus gallinae*: a. Larva; b. Protoninfa, Deutoninfa e Fêmea Adulta; c. Macho (Evans & Till, 1965).

Outra estrutura também presente no gnatossoma é *tectum capituli*. Esta estrutura forma o tecto do gnatossoma e recobre as quelíceras. Em *D. gallinae*, *tectum capituli* possui uma forma triangular com o rebordo anterior liso (Figura 5).

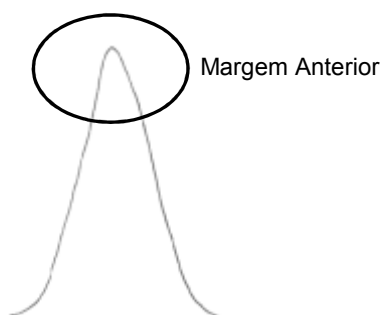


Figura 5 - *Tectum capituli* de *Dermanyssus gallinae* (Evans & Till, 1965).

A base do capítulo é a parte distal do gnatossoma e é constituída em grande parte pelas coxas dos pedipalpos. Entre as coxas dos pedipalpos, ventralmente, existe o sulco capitular. A base deste sulco é denominada deutosterno. No deutosterno existe uma fiada longitudinal de pequenos dentículos triangulares, denominados dentículos deutosternais (Figura 6). Ainda na face ventral da base do capítulo podemos encontrar um par de

setas capitulares, que aparecem na fase de protoninfa.

Anteriormente à base do capítulo encontra-se o hipostoma, dividido medialmente na sua

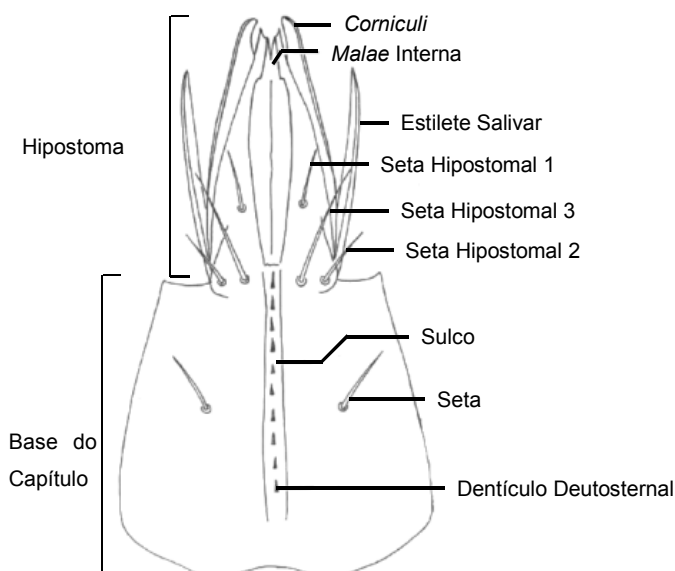


Figura 6 - Parte do gnatossoma de *Ornithonyssus bacoti* (Hirst) - vista ventral da fêmea adulta (Este ácaro possui um gnatossoma semelhante ao de *Dermanyssus gallinae* pois para além de pertencer à mesma família é também um ácaro hematófago) (Evans & Till, 1965).

face ventral pela extensão anterior do sulco capitular (Figura 6).

Duas outras estruturas podem ser encontradas no gnatossoma, *labrum* e os estiletes salivares. A primeira estrutura, normalmente, apresenta-se escondida pelo hipostoma. Trata-se de um prolongamento da parede dorsal da faringe, denominada por alguns autores como epifaringe. Possui uma forma afunilada e situa-se entre os ramos *corniculi*, dorsalmente à *malae* interna.

Os estiletes salivares (Figura 6) situam-se latero-ventralmente às quelíceras. Estes estiletes contêm os

ductos das glândulas salivares presentes no idiossoma e apresentam um grau de esclerotização acentuado.

Outras estruturas também pertencentes ao gnatossoma são os pedipalpos. Estes apresentam seis segmentos, sendo eles o trocânter, o fêmur, a patela, a tíbia, o tarso e a apotele. Nos segmentos dos pedipalpos podemos encontrar setas em número variado tendo em conta o segmento. O número de setas por segmento também vai variando à medida que a fase evolutiva se torna mais avançada. Tendo em conta o número de setas por segmento a começar no trocânter e excluindo o apotele, um adulto de *D. gallinae* tem a seguinte

fórmula de setas por segmento: 2-4-6-12-15. Para além destas setas, na tíbia e no tarso, aparece um tipo diferente de setas. Estas setas são ocas e pensa-se que tenham uma função de quimiorrecepção. Na margem distal da tíbia aparecem duas, enquanto que na metade distal do tarso existe um grupo de nove a dez setas deste tipo.

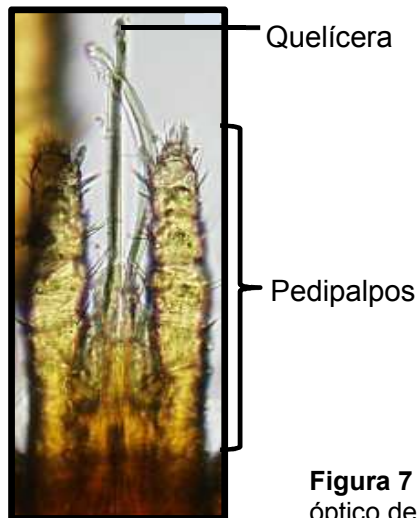


Figura 7 - Algumas estruturas visíveis ao microscópio óptico de *Dermanyssus gallinae* (Original) 150x.

5.2 Idiossoma

No idiossoma podemos diferenciar duas faces: a dorsal e a ventral.

Na face dorsal podemos encontrar o escudo dorsal. Contudo, este escudo dorsal sofre modificações à medida que as fases de desenvolvimento vão evoluindo. Deste modo, na fase de larva a esclerotização do escudo ainda não se iniciou. Na fase de protoninfa já se encontram várias estruturas esclerotizadas. Anteriormente, situa-se o escudo podonotal que apresenta um prolongamento posterior entre vários, pequenos, escudos mesonotonais. Este prolongamento tem como função o suporte para a inserção posterior dos músculos retractores das quelíceras. Nas duas fases seguintes, ou seja, a deutoninfa e o adulto há uma fusão de todas as estruturas esclerotizadas para se formar um único escudo, o escudo dorsal.

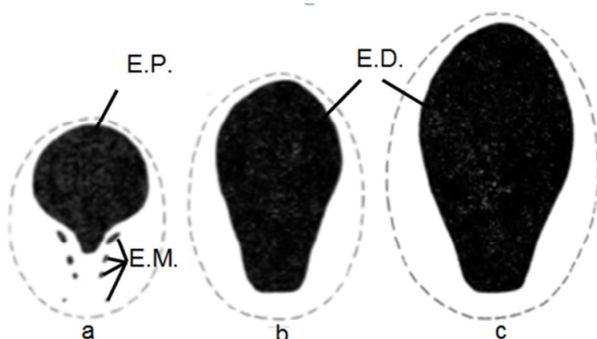


Figura 8 - Representação esquemática da esclerotização dorsal da protoninfa (a), deutoninfa (b) e adulto (c) de *Dermanyssus gallinae*. (E.M. - Escudos Mesonotonais; E.P. - Escudo Podonotal; E.D. - Escudo Dorsal) (Adaptado de Evans & Till, 1965).

Este escudo apresenta, anteriormente, uma forma que se assemelha a dois ombros bastante proeminentes, sendo, posteriormente, semitruncado. Na Figura 8 está representado um esquema de evolução da esclerotização dorsal de *D. gallinae*. Outro parâmetro com importância na morfologia externa deste ácaro é a sua quetotaxia, ou seja, o número e disposição das setas. Estas setas aparecem distribuídas em

quatro linhas longitudinais. Observa-se uma série dorsal (j, J), uma série mediana (z,Z), uma

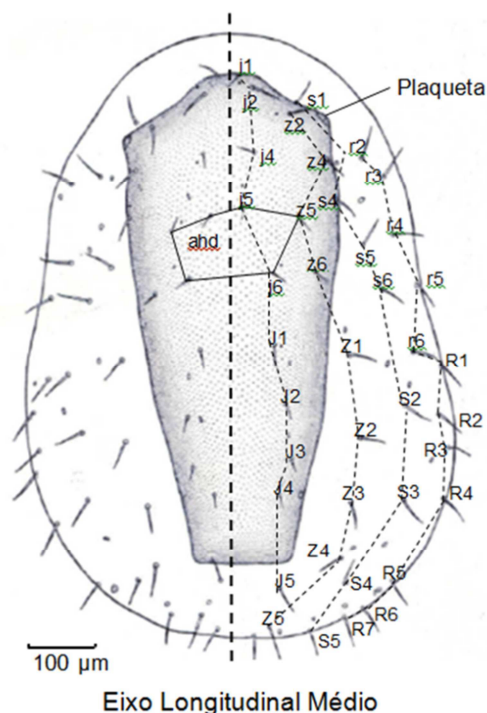


Figura 9 - Vista dorsal de *Dermanyssus gallinae* com pormenores da quetotaxia; ahd - área hexagonal dorsal (Evans & Till, 1965).

estruturas. Começando pela esclerotização, nesta face podemos encontrar dois ou três escudos consoante seja um exemplar macho ou um exemplar fêmea, respectivamente.

Deste modo, as fêmeas possuem, anteriormente, o escudo externo com uma forma sub-rectângular (Figura 11). Este escudo possui dois pares de setas e dois pares de poros. Posteriormente, encontra-se o escudo genital que se apresenta afunilado na sua metade posterior. A fenda genital associada a este escudo encontra-se ao nível da quarta coxa. Anteriormente, o escudo projecta uma aba hialina (Figura 11) cuja extremidade anterior alcança, praticamente, a margem posterior do escudo externo. Neste escudo podemos encontrar, somente, um par de setas, as setas genitais. O mais posterior de todos os escudos é o escudo

anal (Figura 12) com forma triangular, situado no opistossoma. Este escudo possui três

série lateral (s,S) e uma série marginal (r,R) de cada lado do eixo longitudinal médio do idiossoma. As letras minúsculas representam as setas da região podonotal, enquanto as maiúsculas representam as setas da região opistossomal. Esta distribuição é visível na Figura 9 onde também se pode observar a área com formato hexagonal formada pelas linhas imaginárias que unem as setas j5, z5 e j6 de cada lado do eixo longitudinal e uma estrutura denominada “plaqueta” presente nos cantos anterolaterais do escudo dorsal. Na parte dorsal do idiossoma podemos ainda encontrar uma série de poros que, provavelmente, corresponderão aos locais onde existiram setas, pois noutras espécies do género *Dermanyssus* existem setas nos locais correspondentes aos poros de *D. gallinae* (Evans & Till, 1965).

Na face ventral, existe uma maior diversidade de

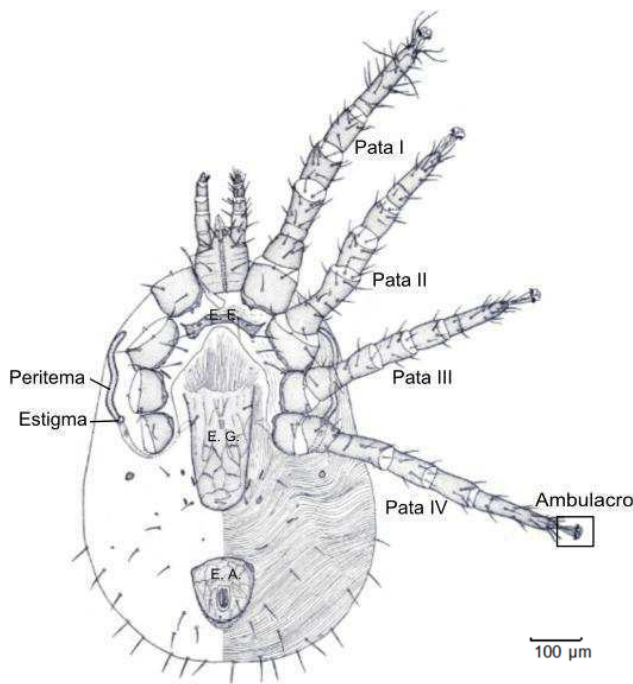


Figura 10 - Vista ventral de *Dermanyssus gallinae*; E.E. - Escudo externo, E.G. - Escudo genital, E.A. - Escudo anal (Moss, 1968).

setas. Um par de setas paranais ladeando as válvulas da abertura anal e uma seta pós-anal

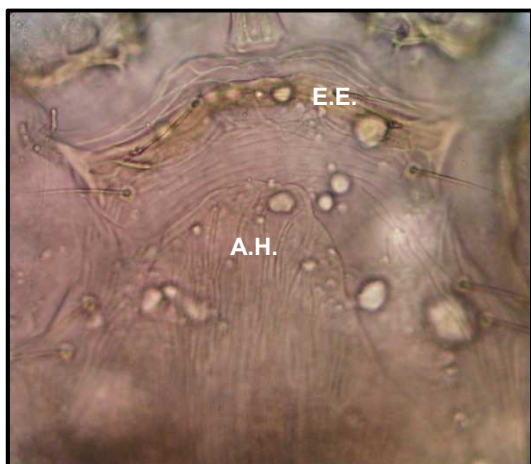


Figura 11 - Pormenor do escudo esternal (E.E.) e aba hialina (A.H.) do escudo genital de uma fêmea adulta de *Dermanyssus gallinae* (original) 150x.

medial e posterior a estas válvulas. Um conjunto de quatro pares de escudos podais pode ser também encontrado na face ventral destes ácaros. No entanto, estes apresentam-se apenas como estruturas vestigiais sendo, desta forma, de dimensões bastante reduzidas. Existem, igualmente, setas em grande parte do tegumento ventral, contudo, pela sua variabilidade intraespecífica, torna-se complicado estabelecer uma nomenclatura para as nomear. Estas são, genericamente, denominadas setas opistogástricas. Nos machos, por outro lado, existem somente dois escudos. Um anterior, na região do podossoma, denominado escudo esterno-genital, e um posterior, no opistossoma, o escudo ventro-anal. O escudo esterno-genital alberga próximo da sua margem anterior o orifício genital masculino (Figura 13) ladeado pelo primeiro par de setas esternais. A superfície destes escudos apresenta um padrão de linhas reticuladas (Evans & Till, 1965).

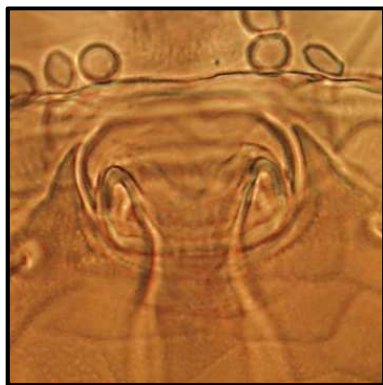


Figura 13 - Pormenor do orifício genital de um macho adulto de *Dermanyssus gallinae* (original) 600x.

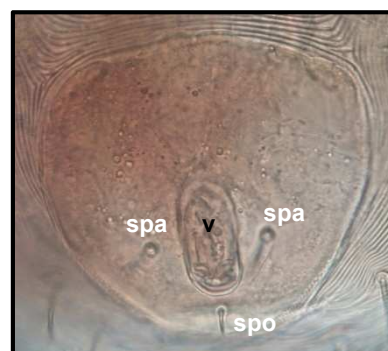


Figura 12 - Pormenor do escudo anal de uma fêmea adulta de *Dermanyssus gallinae*; spa - setas paranais, spo - seta pós – anal, v – válvula de abertura anal (original) 190x.

Na face ventral, existe também um par de estigmas os quais servem de abertura a uma estrutura tubular, o peritrema. Estas estruturas estão envolvidas na respiração do ácaro. No caso de *D. gallinae* os estigmas localizam-se lateralmente ao espaço entre a terceira e a quarta coxa e os peritremas prolongam-se, anteriormente, até ao meio da segunda coxa (Evans & Till, 1965).

Por último, podemos ainda encontrar na face ventral do idiossoma, entre as primeiras coxas, o tritosterno. Este não tem função definida. O tritosterno apresenta uma base seguida, distalmente, por dois ramos, as lacínias, que se posicionam ao longo do sulco deutosternal (Evans & Till, 1965).

5.3 Podossoma

Exceptuando a fase de larva, que possui apenas três pares de patas, todas as outras fases são possuidoras de quatro pares de patas (I a IV). Todas estas patas são constituídas por

sete segmentos: a coxa, o trocânter, o fémur, a patela, a tíbia, o tarso e o ambulacro, que é o segmento terminal (Figura 14). A quetotaxia de alguns destes segmentos está definida, contudo a sua complexidade é bastante elevada e não possui grande relevância para a diferenciação das espécies de ácaros (Evans & Till, 1965).



Figura 14 - Pormenor dos segmentos das patas de *Dermanyssus gallinae* (original) 300x; C – Coxa, Tr – Trocânter, F- Fémur, P – Patela, Ti – Tíbia, Ta – Tarso, A – Ambulacro.

Os segmentos terminais das patas, os ambulacros ou pré-tarsos (Figura 15), possuem várias estruturas que fazem parte integrante da sua anatomia. Várias destas estruturas são esclerotizadas. Os apodemas pré-tarsais são uma delas, e, distalmente, conectam-se com uma estrutura em forma de U denominado esclerito basilar (Figura 15). À região basal deste esclerito está ligado o tendão basilar que ao ser accionado pelo músculo basilar protactor, com origem na tíbia, leva à extensão do ambulacro. Outra das estruturas esclerotizadas é o esclerito retractor do polvilho (Figura 15). Este posiciona-se dorsalmente ao esclerito basilar,

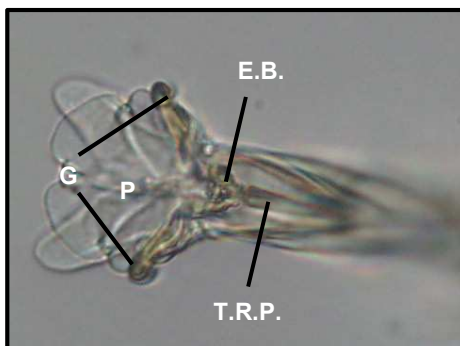


Figura 15 - Pormenor do ambulacro de *Dermanyssus gallinae* (original) 800x; E.B. - Esclerito basilar, G - Garras, P - Polvilho, T.R.P. - Tendão retractor do polvilho.

articulando-se com ele. Situa-se dentro de outra estrutura, esta não esclerotizada, o polvilho (Figura 15). Em cada ambulacro existem, também, um par de garras esclerotizadas (Figura 15). Estas garras parecem articular-se, por intermédio do seu acetábulo, tanto com o esclerito basilar como com o retractor do polvilho. Dorsalmente aos apodemas, podemos encontrar outra estrutura esclerotizada, o tendão retractor do polvilho. Este tendão articula-se distalmente com o polvilho e por intermédio deste com o esclerito retractor do polvilho. O músculo polvilhar

retractor, que conecta com este tendão, tem a sua origem na base do tarso. Todo este conjunto é revestido por uma estrutura com o nome de opérculo pré-tarsal. A extracção do polvilho e do complexo das garras (garras, esclerito basilar e esclerito retractor do polvilho) é assim conseguida pela contracção do músculo basilar protector que ao exercer a sua função nos apodemas pré-tarsais através do tendão basilar leva à saída destas estruturas do interior do opérculo pré-tarsal. Por outro lado, a inversão de todo este processo, com o encerramento de todas estas estruturas dentro do opérculo pré-tarsal, é alcançada pela

contração do músculo polvilhar retractor que exerce a sua função no polvilho por intermédio do tendão retractor do polvilho (Evans & Till, 1965).

Ainda nas patas, podemos encontrar algumas fendas. No fémur existem fendas em forma de lira que, por estarem conectadas, são consideradas, apenas, uma só fenda circumsegmental podendo esta ser completa ou interrompida. Desta forma, esta fenda divide este segmento em dois semi-segmentos, um distal e um proximal. Esta fissura ocorre, de forma semelhante nos tarsos dividindo-os, similarmemente, nos dois semi-segmentos. Outra fenda com forma de lira, distinta das anteriores, pode ser encontrada nos tarsos das paras II e IV (Evans & Till, 1965).

6 Epidemiologia

A dermanissose é uma ectoparasitose que pode afectar aves domésticas e aves selvagens. *D. gallinae* tem-se tornado, nos últimos anos, no mais sério ectoparasita das galinhas poedeiras do mundo (Sparagano *et al.*, 2009), já o sendo, sem dúvida, na Europa (Chauve, 1998). Em Portugal este cenário não foge à regra e esta doença é um dos grandes problemas da avicultura de postura. Em Portugal, como nos restantes países europeus, a dermanissose é considerada uma doença endémica.

Saparagano *et. al* (2009) referem que a aplicação da nova legislação europeia, que irá banir, em 2012, as jaulas tradicionais das galinhas poedeiras (Directiva do Concelho Europeu 1997/74/EC) e remover alguns acaricidas dos mercados por razões que se prendem com o aumento da resistência a estes produtos e com normas de bem-estar, terá um enorme impacto na proliferação deste parasita.

A prevalência deste ácaro em pavilhões de postura é, assim, bastante elevada. Na Tabela 2 estão representados alguns valores da incidência deste ácaro em alguns países onde já foi

desenvolvido algum trabalho nesse sentido. Na maioria dos países a prevalência de *D. gallinae* varia entre os 70 e os 90%. Dos países incluídos neste estudo apenas três têm valores de prevalência deste ácaro inferiores aos referidos. Destes, dois situam-se no norte da Europa tendo, por esta razão, temperaturas bastante mais baixas não só no inverno como nas restantes épocas do ano. Nestes

País	% de jaulas tradicionais	Prevalência de <i>Dermanyssus gallinae</i> em sistemas de jaulas (%)
Dinamarca	56	32
França	76,5	72
Holanda	46	82
Itália	96,4	74,1
Japão	≈ 100	85,2
Marrocos	Desconhecido	55
Montenegro	87	30-80
Noruega	54	23
Reino Unido	60	7,5-87,5
Sérvia	Desconhecido	90

Tabela 2 - Percentagem de jaulas tradicionais e prevalência de *Dermanyssus gallinae* em alguns países (Sparagano *et al.*, 2009).

países é difícil alcançarem-se as temperaturas óptimas para o desenvolvimento de *Dermanyssus gallinae*. Deste modo, as taxas de prevalência nestes países são bastante

mais baixas. Por outro lado, visto que estes países são vanguardistas na aplicação das normas do bem-estar, os sistemas alternativos às jaulas tradicionais já representam uma parte importante dos equipamentos utilizados em avicultura de postura nestes países. Por exemplo, na Dinamarca, em comparação com o sistema de jaulas por pisos, sistemas como a criação ao ar livre com ou sem telhado de abrigo apresentam valores de prevalência bastante mais altos (50 - 70%). Em Marrocos a prevalência não é tão baixa como nos outros dois países anteriormente referidos. No entanto, o seu valor (55%) não está perto dos grandes valores de prevalência encontrados nos restantes países.

Noutro estudo, realizado por Magdas *et. al* (2006) em três localidades de uma região da Roménia, os autores verificaram taxas de prevalência entre os 38 e os 87% dependendo da estação do ano e da localidade em questão. No inverno, devido às baixas temperaturas verificadas, as condições tornam-se adversas para a multiplicação de *D. gallinae* e os valores de prevalência naturalmente descem. O valor de 38% de prevalência foi, assim encontrado, durante o inverno, como seria de esperar. Por outro lado, durante o verão, época do ano com as temperaturas médias que mais se aproximam com as óptimas para o desenvolvimento do ciclo biológico do ácaro vermelho das galinhas (30 °C), a prevalência subiu fortemente para o valor de 87%.

Desta forma, tendo em conta as temperaturas verificadas ao longo do ano em Portugal, é provável que existam dois picos tanto na prevalência como na carga parasitária de *D. gallinae* em pavilhões de postura. Estes picos surgem, assim, no fim da primavera/início do verão e no fim do verão/início do outono (A. Sobreiro, com. pess., 2010). Durante o verão, tomando em consideração as características do ciclo biológico do parasita, deverá haver alguma inibição do crescimento de populações de *D. gallinae* devido ao efeito negativo provocado pelo stress térmico nos ácaros.

Para além da temperatura, existem variadíssimos outros factores que podem despoletar o aparecimento de surtos de dermanissose em galinhas poedeiras. Por exemplo, uma das razões para esta parasitose ter uma maior importância na avicultura de galinhas poedeiras do que nas restantes prende-se com o facto de que neste tipo de avicultura, ao contrário da avicultura de criação de frangos de carne, os animais permanecem nas instalações pecuárias durante um grande período de tempo (70 a 90 semanas) e, desta forma, estão reunidas as condições para *D. gallinae* poder desenvolver-se e multiplicar-se (Tucci, Guimarães, Bruno, Gama & Santos, 1998).

O material utilizado no fabrico das jaulas é, igualmente, um factor que influencia a propagação destes ácaros. Durante a execução das medidas profiláticas, executadas essencialmente por pulverização, nas instalações com equipamentos de madeira os ácaros têm maior quantidade de fendas para se esconderem em comparação com as instalações de metal ou metal e plástico (Tucci *et al.*, 1998).

O stress provocado pelos sistemas de confinamento é também uma das causas de propagação da dermanissose. Este stress pode ser devido a problemas com a qualidade do alimento fornecido, a alterações de temperatura, a alterações na qualidade e circulação do ar, aos níveis elevados de amoníaco, entre outros. Devido ao stress a susceptibilidade das galinhas a outras doenças vai, conseqüentemente, aumentar (Tucci *et al.*, 1998).

Tendo em conta que este é um ácaro que se alimenta durante o período de obscuridade, período esse destinado, supostamente, para o descanso das galinhas, estas vão ocupar grande parte deste período a tentar eliminar os parasitas do seu corpo. Esta tentativa é, normalmente, inconsequente. O motivo para as galinhas não o conseguirem pode ser a elevada taxa de infestação agravada pela debicagem feita, sistematicamente, nestes animais. Toda esta situação agrava ainda mais o stress das galinhas, sendo, através deste ciclo vicioso, que as grandes infestações se estabelecem (Tucci *et al.*, 1998).

Sparagano *et al.*, (2009) referem que no sul de Itália as explorações de menor capacidade (1 000 a 5 000 galinhas) têm uma prevalência superior em comparação com as explorações com maior efectivo animal (5 000 a 20 000 galinhas). Este facto é justificado pela tendência para a não utilização de sistemas de controlo de temperatura e para a inexistência de períodos de vazio sanitário adequados que permite aos ácaros alimentarem-se constantemente nas galinhas.

Segundo estes mesmos autores, outra situação que pode levar ao aumento da prevalência é a entrada de novos bandos nos pavilhões, com aumentos que podem chegar aos 50%. As más práticas de higiene são outras das causas da possível expansão da dermanissose. A acumulação de penas e poeiras nas baterias para além de aumentarem os locais de esconderijo para *D. gallinae*, torna as aves, já de si anémicas e doentes, mais susceptíveis aos ataques destes ácaros. Outra das causas apontadas para o aparecimento de *D. gallinae* é a introdução deste ácaro nas explorações através da entrada de outras espécies de aves ou mesmo outros animais. O facto deste ácaro poder parasitar outras espécies de aves pode impulsionar o aumento da prevalência desta parasitose pelo transporte, através dessas aves, para outras explorações. Outros animais, como cães, ratos, coelhos e outros tipos de roedores, e, até mesmo, os Humanos podem também ser parasitados por *D. gallinae* e transportá-los para outros aviários. Para além destas espécies, que podem servir como vectores deste ácaro, existem outros mamíferos, como o cavalo, que também podem ser parasitados por estes ácaros (Auger *et al.*, 1979). Segundo estes autores apesar de poderem realizar as refeições sanguíneas nestes hospedeiros mamíferos, o tempo de vida e a taxa de reprodução de reprodução de *D. gallinae* ficam comprometidos sem a presença das aves.

Com a nova legislação europeia, a ser aplicada até 2012, e com a crise económica instalada no sector avícola, assim como em praticamente todos os sectores pecuários, muitos avicultores, para responderem às exigências feitas por este diploma, estão a comprar

equipamentos usados que muitas vezes vêm com uma carga elevada de *D. gallinae*. Deste modo, é facilitada a introdução destes ácaros em aviários onde ainda não tinham sido encontrados (Sparagano *et al.*, 2009).

Estes autores referem ainda que as estirpes de galinhas usadas em nada influenciam a prevalência desta parasitose, e por isso podemos afirmar que é uma doença que afecta por igual todas as estirpes de galinhas poedeiras.

7 Patogenia e sinais clínicos da parasitose por *Dermanyssus gallinae*

D. gallinae pode ter um grande impacto tanto no bem-estar como na saúde das galinhas poedeiras (Kilpinen, Poepstorff, Nørgaard, Lawson & Simonsen, 2010). Estes impactos são ainda agravados pelo facto de em alguns países da Europa não existir nenhum acaricida registado para aplicação contra este ácaro. Desta forma, é provável que a prevalência e carga da ectoparasitas desta espécie em galinhas poedeiras venha a aumentar. Com este aumento, os sinais clínicos que decorrem da infestação por estes ácaros vão, também, fazer-se notar com maior evidência.

Através da análise do comportamento de galinhas, com ou sem infestação por *D. gallinae*, durante períodos de 10 minutos durante o dia e de 15 minutos durante a noite, Kilpinen *et al.* (2010) registaram diferenças comportamentais entre os dois grupos. Assim, a frequência de comportamentos como o banho de areia, o picacismo de penas, seja ele ligeiro ou severo, o agitar da cabeça e os cuidados de higiene com as suas penas está, significativamente, aumentada nos animais com dermanissose do que no grupo controlo. Todo este processo irritativo torna a galinha mais activa, principalmente, nas horas que estariam destinadas ao seu descanso.

Para além das alterações comportamentais estão descritos outros sinais clínicos que podem ser indicativos de dermanissose.

Os sinais desta ectoparasitose podem-se apresentar, principalmente, como lesões a nível cutâneo ou alterações a nível dos parâmetros do hemograma.

A nível cutâneo, devido ao picacismo constante que tem como causa provável o prurido causado pelos ácaros, a plumagem das galinhas encontra-se bastante danificada. Estes ácaros podem-se acumular, quando a carga parasitária é extremamente elevada, no topo das penas formando estruturas semelhantes a cachos. Estes cachos encontram-se normalmente na região abdominal média mas também se podem verificar na região crural (Nakamae *et al.*, 1997).

Pensa-se que outras lesões cutâneas como erupções com ou sem eritema, tal como descrito nos humanos (Auger *et al.*, 1979), possam também aparecer nas galinhas provavelmente secundárias ao picacismo decorrente do prurido.

Quando a infestação é muito elevada, a dermanissose pode originar, a nível sanguíneo, anemia fulminante que pode ser fatal (Kilpinen *et al.*, 2010; Kirkwood, 1967). No seu

trabalho, Kirkwood (1967), refere que a patogenicidade de *D. gallinae* parece estar directamente relacionada com o tamanho do hospedeiro. Deste modo, infestações por *D. gallinae* com capacidade para matar rapidamente aves mais pequenas (codornizes) tendem a ser, relativamente, inofensivas para as galinhas adultas. No seu trabalho o autor também verificou que aves jovens são mais susceptíveis ao ácaro vermelho das galinhas que as aves adultas e que taxas de infestação de 1 milhão de ácaros por ave causam 100% de mortes numa população de galos adultos.

Recentemente, Kilpinen (2010) observou que taxas de infestação de 150 000 a 200 000 ácaros por ave causam graves problemas de saúde nas mesmas. Estas taxas de mortalidade devem-se muito provavelmente à anemia causada pelos ácaros. Esta anemia é caracterizada pela diminuição do número total de glóbulos vermelhos e da concentração de hemoglobina. Estes dados apontam para a classificação em anemia regenerativa característica de perdas de sangue superiores à capacidade de reposição decorrente da hematopoiese. O hemograma em infestações elevadas por *D. gallinae* apresenta ainda uma diminuição do hematócrito (Kirkwood, 1967). No entanto o autor, refere que o facto de no estudo a carga parasitária ter sido inserida repentinamente e não segundo uma taxa de crescimento normal de uma população de *D. gallinae* em condições de campo pode fazer com que não seja possível transpor os resultados integralmente para as condições de campo. Deste modo, numa situação real, pensa-se que o sistema hematopoiético das galinhas se adapte gradualmente às perdas sanguíneas, durante o período de crescimento da população de *D. gallinae*. Assim, com uma taxa de produção de células sanguíneas aumentada, a taxa de mortalidade causada pelas infestações por *D. gallinae* não deverá ser tão alta, na realidade, como a verificada pelo autor no seu estudo.

Todas estas alterações ao estado fisiológico normal das galinhas vão originar, naturalmente, problemas a nível produtivo. Deste modo, tanto o ganho de peso das frangas no início do ciclo de postura como a produção de ovos vão estar diminuídos. Se a infestação for bastante elevada, para além do ganho de peso estar comprometido, pode mesmo haver perda de peso das galinhas (Kilpinen *et al.*, 2010).

Cencek (2003) refere que a quebra de produção de ovos em galinhas infestadas pode variar entre os 2 e os 15%. Este autor refere ainda que, devido a esta praga, podem também aparecer ovos manchados de sangue. Estes ovos terão desta forma que ser introduzidos na categoria de ovos sujos cujo valor de mercado é bastante mais baixo. Esta ectoparasitose pode implicar um acréscimo de até 5% de ovos sujos. O autor refere ainda que na região em estudo (Silésia, Polónia) a parasitose por *D. gallinae* é referida como responsável pelo aumento da mortalidade em explorações com patos jovens.

Como foi referido anteriormente o ácaro vermelho das galinhas pode parasitar outros animais para além das aves. Os humanos, assim como outros mamíferos, podem ser hospedeiros, ainda que acidentais, de *D. gallinae*.

Auger *et al.* (1979) descrevem os sinais clínicos registados em trabalhadores de uma fábrica no Canadá durante um surto de dermanissose. Estes autores referem algumas lesões nos pacientes atingidos pela parasitose. Assim, as observadas em maior número foram as escoriações, erupções cutâneas e prurido (mais intenso à noite) e exantemas. Estas lesões apresentavam semelhanças com lesões de sarna. No entanto, não houve descrição de haver afecção de familiares dos trabalhadores nem sobreposição de impetigo. As lesões localizavam-se preferencialmente nos braços e no tórax dos trabalhadores. Ocasionalmente, também podem aparecer vesículas, placas de urticária e eritema difuso. Histologicamente, foi observada infiltração eosinofílica na derme superficial. A etiologia das lesões foi de difícil diagnóstico pois só em dois pacientes foram observados ácaros da espécie *D. gallinae*. Verificou-se ainda que após a administração de substâncias anti-histamínicas e de esteróides tópicos aos doentes, todas as lesões cutâneas desapareceram. Ainda assim, a presença destes ácaros nos trabalhadores não originou sempre desenvolvimento de sinais clínicos de dermanissose.

Os autores referem como causa provável do aparecimento dos ácaros nas instalações da fábrica, a presença de ninhos de pombos tanto nos parapeitos das janelas como nas condutas do ar condicionado. Esta hipótese foi levantada após terem sido observados espécimes de *D. gallinae* nesses mesmos ninhos e após não ter sido descrito mais nenhum caso após a retirada daqueles.

Em 2009, Fuentes, Sainz-Elípe, Sáez-Durán e Galán-Puchades descreveram quatro casos desta ectoparasitose na região de Valência. Os sinais clínicos observados foram semelhantes aos referidos por Auger *et al.* (1979), tendo sido descritos em trabalhadores de aviários, habitantes de zonas rurais e urbanas, hóspedes de hotéis e pacientes hospitalares. Os autores referem que os pacientes podem ter sido parasitados directamente em aviários infestados por *D. gallinae*, caso dos trabalhadores destes, ou em outros locais infestados pela migração dos ácaros, que, ao perderem os seus hospedeiros naturais, parasitaram estas pessoas para tentar satisfazer as suas necessidades alimentares.

Fuentes *et al.* (2009) referiram que um banho com água corrente era suficiente para eliminar todos os ácaros presentes no corpo.

A dermanissose em humanos tem sido descrita de diversas formas como “gamasoidose”, “escoriações da carraça das galinhas”, “doença do ácaro das aves”, “*psora dermanyssica*” ou “pseudosarna” (Auger *et al.*, 1979).

Segundo estes autores, nos humanos, devem ser incluídos no diagnóstico diferencial de casos suspeitos de dermanissose a pediculose, sarna, urticária e outros tipos de dermatites clinicamente similares mas causadas por outros parasitas das aves. Deste modo, todas as dermatites de etiologia desconhecida, particularmente aquelas que apresentam erupções parecidas com as da sarna, devem incluir *D. gallinae*.

8 Capacidade vectorial de *Dermanyssus gallinae*

O ácaro vermelho das galinhas, *D. gallinae*, tem sido envolvido na transmissão de muitos agentes patogénicos, alguns dos quais causadores de doenças bastante sérias tanto nos humanos como em outros animais.

A capacidade vectorial de *D. gallinae* encontra-se, porém, pouco estudada para a maioria desses agentes. Este facto pode levar a uma subestimativa da importância destes ácaros na transmissão de bactérias e vírus, alguns dos quais com potencial zoonótico.

Existem agentes patogénicos cuja presença nos ácaros vermelhos das galinhas já foi demonstrada mas nada se sabe do potencial de *D. gallinae* para lhes servir de vector. Dentro deste grupo podemos encontrar *Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*, *Streptomyces* sp., *Staphylococcus* sp. e o paramixovírus aviário tipo I (vírus da doença de Newcastle) (Moro *et al.*, 2009). Magdas *et al.* (2006) referiram ainda as bactérias *Pseudomonas* spp., *Bacillus cereus*, *Micrococcus* spp. e *Corynebacterium* spp. como estando presentes na cutícula dos ácaros vermelhos das galinhas, e *B. cereus* e *Streptococcus* spp. no seu interior. Os autores referem ainda que todos estes agentes são oportunistas. No caso do vírus da encefalite provocada por picada de carraça, também designado por vírus da encefalite russa Primavera/Verão, já foram feitos alguns estudos, se bem que inconclusivos, sobre o potencial papel de vector de *D. gallinae* nestes vírus (Miles, 1960).

Em alguns agentes, por outro lado, a transmissão em condições laboratoriais já foi comprovada. Neste grupo podem-se incluir *Pasteurella multocida*, *Coxiella burnetti*, algumas espiroquetas (*Borrelia anserina* e *Spirochaeta gallinarum*), o vírus da encefalite de Saint-Louis, o vírus da varíola aviária, o vírus da encefalite equina do leste, o vírus da encefalite equina do oeste e o vírus da encefalite equina venezuelana (Moro *et al.*, 2009). No caso de *P. multocida*, agente da pasteurelose, verificou-se que a bactéria era encontrada nos ácaros vermelhos das galinhas após estes se ingurgitarem em galinhas infectadas. Com *C. burnetti*, agente da febre Q, a forma pela qual *D. gallinae* adquiriu, experimentalmente, o agente foi a mesma verificada para *P. multocida*, ou seja, através da refeição sanguínea em animais infectados. Verificou-se ainda que estas riquetsias sobrevivem dentro de *D. gallinae*, que fazem as suas refeições sanguíneas em galinhas saudáveis, por períodos até seis meses e até um ano em ácaros mortos. O papel de *D. gallinae* na transmissão experimental das espiroquetas também foi estudado. A espiroquetose, para além das galinhas, pode aparecer em perus, gansos, patos e faisões. Apesar de ser uma doença normalmente transmitida por carraças da espécie *Argas persicus* e, ocasionalmente, através das fezes, a transmissão em condições de laboratório através do ácaro vermelho das galinhas também foi comprovada. Estes ácaros apenas foram capazes de transmitir o agente a galinhas saudáveis por um período de até 48 horas após terem sido infectados. Desta forma, é provável que *D. gallinae*

possa ser encarado, somente, como vector ocasional de espiroquetas (*Borrelia anserina* e *Spirochaeta gallinarum*) (Moro *et al.*, 2009).

Quanto ao vírus da encefalite equina do leste, Durden, Linthicum e Monath (1993) demonstraram, através da análise dos títulos virais em amostras de ácaros, que pode haver replicação viral dentro de *D. gallinae* contudo em níveis baixos. Os autores verificaram ainda que os ácaros vermelhos das galinhas podem ser portadores do vírus pelo menos durante 1 mês após se terem infectado numa refeição sanguínea em galinhas infectadas. Observaram ainda que os ácaros eram capazes de transmitir o vírus a galinhas saudáveis através da picada durante a refeição sanguínea. O vírus da encefalite equina do oeste, por outro lado, foi identificado em amostras de *D. gallinae* recolhidas de galinhas infectadas, mas a transmissão para galinhas saudáveis não foi demonstrada (Moro *et al.*, 2009). Em relação ao vírus da varíola aviária, a presença deste agente em *D. gallinae* também foi verificada em aviários com galinhas infectadas, sendo que este vírus tem a capacidade, em condições laboratoriais, de sobreviver até 300 dias dentro destes ácaros. A transmissão do vírus pelos ácaros a galinhas saudáveis também foi verificada, assim como, a transmissão transovárica entre diferentes fases do ciclo de vida do ácaro vermelho das galinhas. Também no vírus da encefalite de Saint-Louis esta transmissão transovárica foi verificada (Smith, Blattner & Heys, 1947). Os autores verificaram, ainda, que este vírus persistiu nas populações de *D. gallinae* durante vários meses. A infecção de galinhas saudáveis por ácaros infectados, tanto naturalmente como experimentalmente, foi igualmente demonstrada. Os autores referem ainda que apesar dos títulos virais serem baixos em galinhas infectadas experimentalmente, é possível infectar novos espécimes de *D. gallinae* através da refeição sanguínea nestas galinhas.

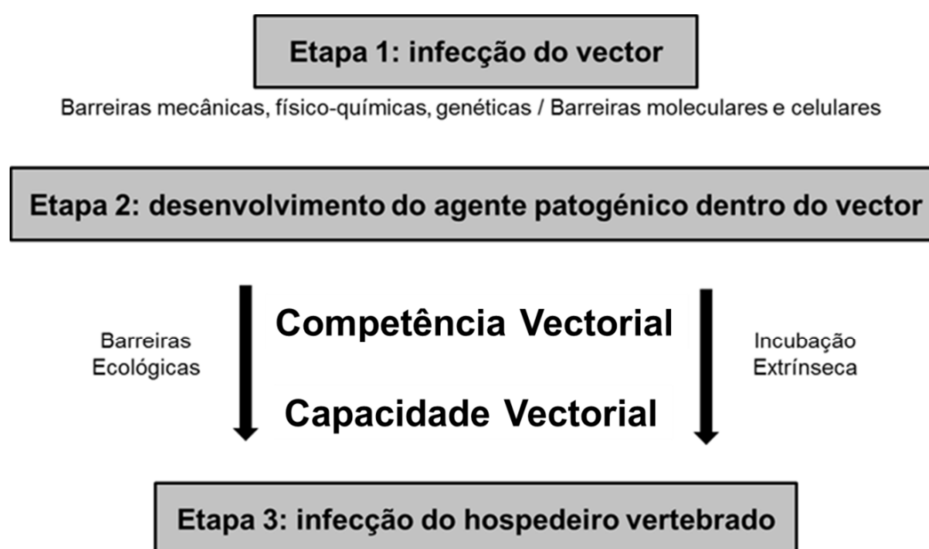


Figura 16 - Representação esquemática mostrando as diferentes etapas da transmissão vectorial no caso de um vector biológico (adaptado de Moro *et al.*, 2009).

Apesar de ser claro que *D. gallinae* pode ser um potencial vector mecânico para alguns agentes patogénicos, o seu papel na epidemiologia das doenças causadas por esses mesmos agentes permanece desconhecido. Muitos estudos permanecem incompletos no que se relaciona com o real papel de *D. gallinae* na circulação dos agentes patogénicos. Este processo implica várias etapas, como está demonstrado na Figura 16.

8.1 Capacidade vectorial de *Dermanyssus gallinae* para *Salmonella* spp.

As bactérias do género *Salmonella* são responsáveis por um número considerável de surtos de doenças zoonóticas nos humanos. Em 2008, em Portugal, foi implementado o plano nacional de vigilância e controlo de salmonela em bandos de galinhas poedeiras, com vista a assegurar o cumprimento dos Regulamentos Comunitários (CE) nº 2160/2003, (CE) nº 1168/2006, (CE) nº1177/2006 e (CE) nº 1003/2005. Antes da entrada em vigor do plano foi feito um estudo ao abrigo do nº 1 do artigo 1º da Decisão 2004/665/CE para se determinar o nível de prevalência de *Salmonella* Typhimurium e *Salmonella* Enteritidis, os dois serovares mais frequentes nos casos de salmonelose humana, nas explorações avícolas de galinhas poedeiras. O nível de prevalência situava-se nos 47,7% de bandos infectados com um dos dois serovares de *Salmonella* acima descritos. Assim, após a aplicação do plano, este nível desceu para 10,6%, no final de 2008, e para 6,3% de bandos infectados, no final de 2009 (Direcção Geral de Veterinária [DGV], 2011). O número de casos de salmonelose em humanos tem vindo, assim, a diminuir tanto em Portugal, como no resto da Europa. Em Portugal no ano de 2009, por exemplo, apenas foram verificados 45 casos da doença em humanos, sendo que nenhum deles teve origem em ovos ou ovoprodutos. Aliás, em todos os 22 países envolvidos neste plano de vigilância de salmonela, foram registados apenas 1668 casos de salmonelose em humanos que tiveram como causa o consumo de ovos e/ou ovoprodutos, durante todo o ano de 2009. De referir que em todos estes casos os ovos e/ou ovoprodutos eram de origem caseira ou desconhecida. Contudo, apesar do plano ter estado a ser cumprido, a salmonelose continua ainda a ser uma das principais causas de intoxicações alimentares devidas a alimentos de origem animal (European Food Safety Authority [EFSA], 2010).

Os dois serovares mais associados à produção de ovos para consumo humano são *Salmonella* Enteritidis e *Salmonella* Typhimurium. Estas enterobactérias fazem parte da microbiota do intestino das galinhas e, apesar de não as afectarem normalmente, são um dos agentes zoonóticos mais disseminados do mundo. As salmonelas, em especial *Salmonella* Enteritidis, são encontradas na natureza em vários tipos de reservatórios, entre os quais algumas espécies de artrópodes (Moro *et al.*, 2009). Por exemplo, o serovar *Salmonella* Gallinarum já foi identificado em ácaros da espécie *D. gallinae* e a sua persistência no interior destes ácaros foi demonstrada por mais de 4 meses após a infecção (Zeman *et al.*, 1982 citado em Moro *et al.*, 2009). A capacidade para *D. gallinae* se infectar

com *Salmonella* Enteritidis também foi demonstrada em condições experimentais (Moro, Chauve & Zenner, 2007). Estes autores verificaram que são possíveis duas formas de infecção dos ácaros vermelhos das galinhas: uma através da refeição sanguínea em aves com bacteriemia transitória e outra através do contacto cuticular com as bactérias. Por sua vez, para a infecção por via cuticular, existem duas hipóteses: através da passagem das bactérias por via transcuticular ou pela entrada destes microrganismos pelos estigmas de *D. gallinae*. Os autores conseguiram também demonstrar a multiplicação das bactérias no interior dos ácaros. Contudo, em algumas situações verificou-se que havia uma ligeira diminuição do número de bactérias no interior dos ácaros. Este facto pode dever-se à resposta antibacteriana da parte dos ácaros ou mesmo a alguma lise bacteriana no interior do sistema digestivo de *D. gallinae*. A transmissão transovárica também foi demonstrada pelos autores. Estes verificaram, igualmente, a passagem transtadial de *Salmonella* Enteritidis entre a fase de protoninfa e a fase de deutoninfa. Apesar de não terem sido demonstradas as restantes passagens transtadiais é provável que elas aconteçam e que, desta forma, as bactérias persistam no interior dos ácaros durante todo o seu ciclo de vida. Os autores referem ainda uma quebra na ovoposição em ácaros contaminados com *Salmonella* Enteritidis. Tendo sido demonstrada a transmissão transovárica deste serovar de salmonela, os autores pensam que este decréscimo de fertilidade seja devido à colonização dos órgãos reprodutores de *D. gallinae* pelas bactérias. Os autores anteriormente referidos conseguiram também demonstrar que, em condições laboratoriais, ácaros desta espécie infectados com *Salmonella* Enteritidis são capazes de contaminar sangue de galinhas isentas desta infecção durante a refeição sanguínea. Esta contaminação foi demonstrada tanto para os ácaros infectados através da refeição sanguínea como por ácaros infectados por via cuticular. A salmonela é uma bactéria bastante “ecodúrica” em relação a outras enterobactérias no meio ambiente. É capaz de sobreviver fora do hospedeiro durante cerca de 2,5 anos, por exemplo, em fezes secas de ave (Morse & Duncan, 1974 citado em Moro, Chauve e Zenner, 2007a). Por esta razão Moro *et al.* (2007a) estudaram a sobrevivência de *Salmonella* Enteritidis em ácaros mortos da espécie *D. gallinae*. Verificaram que o nº de bactérias decresceu rapidamente no período após a morte dos ácaros e, desta forma, concluíram que a ingestão não será uma fonte provável de contaminação. Moro *et al.* (2009) verificaram também a presença de ácaros vermelhos das galinhas infectados em aviários com a doença declarada e em aviários sem a doença declarada mas que já tinham estado infectados por *Salmonella* Enteritidis. Durante os seus trabalhos, os autores conseguiram isolar *Salmonella* Enteritidis em amostras de ácaros provenientes dos pavilhões infectados. Desta forma, concluíram que em condições de campo *D. gallinae* pode ser portador de *Salmonella* Enteritidis. Mais interessante foi o facto de que num dos pavilhões em que não havia a doença foram encontrados ácaros portadores de *Salmonella* Enteritidis. Este facto permite verificar que *D. gallinae* é capaz de manter a infecção de *Salmonella* Enteritidis

entre bandos, fazendo com que ela subsista às operações de limpeza e desinfecção levadas a cabo durante o período de vazio sanitário. Moro *et al.* (2007b) demonstraram, através da inoculação oral de ácaros vermelhos das galinhas infectados, de ambas as vias atrás descritas, com *Salmonella* Enteritidis em pintos do dia, que ao fim de seis dias esta bactéria era encontrada nas fezes. Estes autores isolaram também a bactéria em vários órgãos, como o ceco, o baço e o fígado, destes pintos ao fim de 12 dias após a inoculação. Este isolamento sugere, tal como foi referido pelos autores, a capacidade deste tipo de infecção, através de *D. gallinae*, de gerar uma infecção sistémica. Deste modo, pressupõe-se que os órgãos reprodutores das galinhas possam também ser infectados. Assim, há introdução de um risco para os humanos ao consumirem os ovos originários destes animais.

Deste modo, é provável que *D. gallinae* desempenhe um papel importante como fonte de infecção para as galinhas, principalmente aquelas introduzidas de novo num aviário com casos de salmonelose em bandos anteriores. Através dos dados acima descritos, pode, assim, ser assumido que a principal fonte de contaminação das galinhas não será através da refeição sanguínea de *D. gallinae* mas sim através da ingestão destes mesmos ácaros. Assim, é quase certo que *D. gallinae* desempenhe um papel na epidemiologia da salmonelose aviária. Contudo, para que se saiba se esse papel é de grande importância ou não, estudos sobre a capacidade vectorial e a incubação extrínseca de *D. gallinae* necessitam de ser mais desenvolvidos.

	Agentes Patogénicos	Isolamento a partir dos ácaros	Transmissão experimental não demonstrada	Transmissão experimental demonstrada	Competência vectorial demonstrada
Vírus	Paramixovírus aviário tipo I	✓			
	Doença de Newcastle				
	Vírus da encefalite provocada pela picada da carraça (Flavivírus)		✓		
	Vírus da encefalite de Saint-Louis (Flavivírus)			✓	
	Vírus da varíola aviária (Poxvírus)			✓	
	Vírus da encefalite equina de leste (Togavírus)			✓	
	Vírus da encefalite equina do oeste (Togavírus)			✓	
	Vírus da encefalite equina venezuelana (Togavírus)			✓	
Bactérias	<i>Bacillus cereus</i>	✓			
	<i>Corynebacterium</i> spp.	✓			
	<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	✓			
	<i>Escherichia coli</i>	✓			
	<i>Listeria monocytogenes</i>	✓			
	<i>Micrococcus</i> spp.	✓			
	<i>Pseudomonas</i> spp.	✓			
	<i>Salmonella</i> Gallinarum	✓			
	<i>Streptococcus</i> spp.	✓			
	<i>Coxiella burnetti</i>			✓	
	Espiroquetas (<i>Borrelia anserina</i> e <i>Spirochaeta gallinarum</i>)			✓	
	<i>Pasteurella multocida</i>			✓	
	<i>Salmonella</i> Enteritidis				✓

Tabela 3 - Bactérias e vírus provavelmente associados com *Dermanyssus gallinae* (adaptado de Moro *et al.* (2009) com dados relativos ao vírus da encefalite de Saint-Louis de Smith *et al.* (1947)).

Na Tabela 3, é feito um resumo das bactérias e vírus que podem estar associados com *D. gallinae*.

9 Controlo de *Dermanyssus gallinae*

O controlo de *D. gallinae* é um dos grandes problemas com que os avicultores se debatem hoje em dia. Existem vários tipos de meios para este combate, desde o tradicional uso de acaricidas a outros métodos menos convencionais, como por exemplo o uso de “inimigos naturais”.

9.1 Acaricidas sintéticos

O uso de acaricidas sintéticos tem sido e continua a ser o método mais utilizado no combate de *D. gallinae*. Contudo, o uso destes produtos pode acarretar vários riscos com a exposição dos ovos, das galinhas e dos humanos aos seus resíduos (Mul *et al.*, 2009).

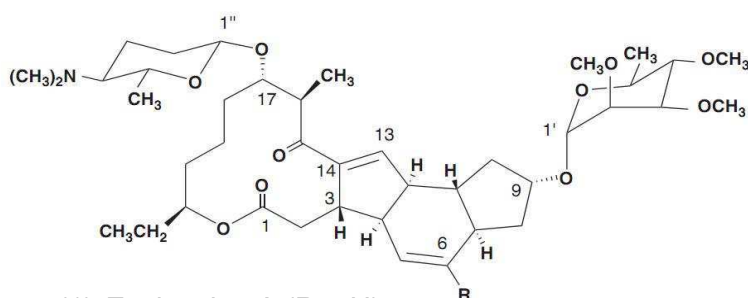
Alguns dos compostos utilizados nestes tratamentos são o carbaril, diazinião, diclorovos e permetina (Harrington, George, Guy & Sparagano, 2011). Para além do risco de resíduos, as resistências desenvolvidas pelos ácaros vermelhos das galinhas contra estes productos são facilmente adquiridas e segundo alguns peritos é apenas uma questão de tempo para estas resistências se manifestarem. Deste modo, o uso destes acaricidas torna-se inútil (Mul *et al.*, 2009). Este facto já foi demonstrado em Itália, no Reino Unido, na Suécia e em França (Mul *et al.*, 2009). Outra causa da ineficácia destes acaricidas é o facto de estes terem que contactar directamente com os ácaros o que se torna bastante complicado visto que estes se podem alojar em locais praticamente impossíveis de alcançar (Harrington *et al.*, 2011). Este facto é um dos grandes impulsionadores das resistências descritas, anteriormente. Assim, o uso destes produtos químicos tem vindo a ser proibido em vários países. Por exemplo, na Suécia não havia nenhum composto registado para o combate a *D. gallinae* no início da última década. Por todas estas razões, o combate a estes ácaros com este tipo de produtos é considerado uma solução insustentável (Harrington *et al.*, 2011; Mul *et al.*, 2009).

9.2 Novos acaricidas

9.2.1 Biopesticidas

Os biopesticidas podem incluir tanto endotoxinas bacterianas como as próprias bactérias (Harrington *et al.*, 2011). Por exemplo, a bactéria *Bacillus thuringiensis* tem sido usada no controlo de ácaros em algumas culturas agrícolas (Dolinski & Lacey, 2007). No combate a *D. gallinae* existe ainda um composto denominado espinosade. O espinosade é um produto natural derivado da fermentação de um microrganismo denominado *Saccharopolyspora spinosa*. Esta é uma bactéria gram-positiva pertencente ao grupo dos actinomicetes que foi identificada pela primeira vez numa amostra de solo duma destilaria de rum nas Ilhas Virgens (Kirst, 2010). O espinosade pertence a uma nova classe de insecticidas, os

Naturalitos, e é constituído por uma mistura dos compostos mais activos de *S. spinosa*, a



(1) Espinosina A (R = H)

(2) Espinosina D (R = CH₃)

Figura 17 - Estrutura química da espinosina A (1) e da espinosina D (2) (adaptado de Kirst (2010)).

espinosina A e a espinosina D (Figura 17), numa proporção de 50 - 95% e 5 - 50%, respectivamente. A eficiência deste composto resulta do seu grande poder residual, ou seja, vai

actuar não só sobre os ácaros que são

atingidos durante a aplicação do produto mas também sobre as formas que irão contactar com o insecticida que permanece nos equipamentos durante algum tempo após a aplicação, e do facto de ter um mecanismo de acção diferente de todos os outros compostos de combate a *D. gallinae*. Este mecanismo de acção consiste na actuação sobre um receptor nicotínico da acetilcolina específico e bloqueio dos canais de cloro dos receptores GABA. Deste modo, o espinosade contorna os mecanismos de resistência cruzada desenvolvidos por *D. gallinae* contra os outros insecticidas e, devido ao seu mecanismo de acção se exercer em dois locais do sistema nervoso, torna mais difícil o desenvolvimento de novas resistências a este composto. Através do seu mecanismo de acção, o espinosade origina paralisia geral com perda de fluido corporal resultando na morte dos ácaros. Os primeiros sinais de paralisia são rápidos, contudo a mortalidade de *D. gallinae* só começa a ser notada ao fim de três a cinco dias. Outra vantagem deste produto é a sua baixa toxicidade tanto para os mamíferos como para as aves. Deste modo, pode ser aplicado em a presença dos animais.

Assim, o uso de bactérias patogénicas para os artrópodes pode servir como um meio alternativo para o combate a *D. gallinae*. Desta forma, o espinosade, juntamente com outros biopesticidas de última geração, poderá justificar a investigação no desenvolvimento de pulverizações inovadoras para o combate desta ectoparasitose (Harrington *et al.*, 2011).

9.2.2 Pós Inertes

Dentro deste grupo podemos encontrar as diatomáceas terrestres que contêm sílica. Esta substância actua através da absorção dos lípidos cuticulares do exoesqueleto levando à desidratação seguida de morte de *D. gallinae*. O seu potencial como pesticida está bem estudado e, deste modo, estas poeiras podem tornar-se uma alternativa atractiva para o controlo desta ectoparasitose. A qualidade da matéria-prima, no caso destas substâncias, é um factor preponderante na sua eficácia no combate a *D. gallinae* (Maurer & Perler, 2006).

Para além deste factor, Kilpinen e Steenberg (citado em Harrington *et al.*, 2011) referiram a HR como uma condicionante da eficácia destas substâncias. Os autores referem que HR elevadas (> 85%) reduzem a eficácia destes produtos. Se estes valores de HR se verificarem nos aviários onde estes pós vão ser aplicados os autores sugerem que sejam tomadas medidas como o aumento da dose em cada aplicação.

9.2.3 Produtos derivados de plantas

Os estudos levados a cabo com estes produtos no combate a *D. gallinae* têm mostrado resultados bastante promissores, sendo desta forma uma alternativa em vista aos acaricidas sintéticos, tradicionalmente usados (George *et al.*, 2010; Kim, Yi, Tak & Ahn, 2004; Kim, Na, Yi, Kim & Ahn, 2007; Lundh, Wikteliuss & Chirico, 2005; Maurer, Perler & Heckendorn, 2009). Por exemplo, o óleo de nim (*Azadirachta indica*) tem sido referido como um produto eficaz no combate a cerca de 200 espécies de artrópodes, incluindo *D. gallinae* (Lundh *et al.*, 2005). Kim *et al.* (2004) estudaram a eficácia de óleos essenciais de 56 plantas contra o ácaro vermelho das galinhas. Entre todos os óleos essenciais, os óleos de louro (*Laurus nobilis*), zimbro-bravo (*Juniperus oxycedrus*), canela (*Cinnamomum zeylanicum*), rebentos de cravo (*Dianthus caryophyllus*), coentros (*Coriandrum sativum*), rábano silvestre (*Raphanus raphanistrum*), limão galego (*Citrus limon*), mostarda (*Sinapis alba*), poejo (*Mentha pulegium*), grãos de pimenta (*Piper nigrum*), hortelã (*Mentha spicata*) e tomilho (*Thymus vulgaris*) levaram à morte de 100% dos ácaros através de testes de toxicidade por contacto a uma concentração de 0,07 mg de óleo por cm². Num estudo semelhante realizado por George *et al.* (2010) foram estudados 50 óleos essenciais de plantas com o mesmo propósito, onde 20 dos quais provocaram morte a 80% dos ácaros ao fim de 24 horas em concentrações de 0,14 mg de óleo por cm³. Este mesmo estudo demonstrou, ainda, que um em cada cinco dos 50 óleos essenciais usados, incluindo o de tomilho (*T. vulgaris*), o de árvore de chá (*Melaleuca alternifolia*) e o de alho (*Allium sativum*), resultaram em 100% de mortalidade de *D. gallinae*.

9.3 Vacinas

A modulação da resposta imunitária induzida por *D. gallinae* é uma possibilidade que tem vindo a ser apoiada por estudos recentes que sugerem que estes ácaros são capazes de adaptar o seu comportamento reprodutivo e mediar as respostas inflamatórias iniciais do hospedeiro (Jackson *et al.*, 2009). Contudo para que a vacinação possa ser sugerida num programa de controlo de *D. gallinae*, deve ser atingido um conhecimento amplo sobre a forma como estes ácaros medeiam/estimulam a resposta imunitária no hospedeiro (Harrington *et al.*, 2011).

As vacinas são uma alternativa bastante atractiva ao uso de insecticidas no combate destes ácaros. O método da vacinação traz algumas vantagens em relação aos insecticidas por

eliminar o problema dos resíduos nos alimentos, não serem necessários intervalos de segurança, não contaminar o ambiente, prevenir o aparecimento de resistências e ser de fácil administração (Shryock, 2004 citado em Harrington *et al.*, 2011).

Até à data poucas referências foram feitas sobre o desenvolvimento de uma vacina contra o ácaro vermelho das galinhas (Harrington *et al.*, 2011). A imunização de aves com antígenos somáticos de *D. gallinae* tem dado origem a resultados bastante díspares. Segundo Arkle *et al.* (citado em Harrington *et al.*, 2011) não há diferenças significativas entre a mortalidade de ácaros alimentados *in vitro* com sangue proveniente de aves imunizadas e a mortalidade do grupo controlo. Por outro lado, Wright *et al.* (citado em Harrington *et al.*, 2011) e Harrington, Din, Guy, Robinson e Sparagano (2009b) observaram um aumento, respectivamente de 7,5% e 50,6%, da mortalidade dos ácaros alimentados *in vitro* com sangue inoculado com anticorpos extraídos de ovos provenientes de aves imunizadas contra *D. gallinae*.

Uma aproximação genética também tem sido levada a cabo com vista ao desenvolvimento de uma vacina anti-*D. gallinae*. Bartley *et al.* (2009) identificaram uma molécula ortóloga do factor libertador da histamina dos ixodídeos em *D. gallinae* e sugeriram que esta proteína pode desempenhar uma função reguladora nos ácaros. Noutro estudo, realizado por Harrington *et al.* (2009a), foram imunizadas galinhas com proteínas recombinantes derivadas de carraças da espécie *Boophilus microplus* (Bm86) e de mosquitos da espécie *Aedes albopictus* (sublisina). Através dos seus testes, os autores verificaram um aumento significativo da mortalidade dos ácaros na experiência com a sublisina (4D8), resultado este que não foi significativo para a Bm86.

O desenvolvimento de vacinas contra artrópodes é, no entanto, difícil devido às limitações existentes na identificação e caracterização de novos antígenos protectores. Este facto tem restringido o aparecimento de vacinas contra ectoparasitas artrópodes (Willadsen, 2004).

9.4 Controlo biológico

9.4.1 “Inimigos naturais”

Estes agentes, que vão desde predadores a formas parasitárias, têm sido bastante utilizados no controlo de várias parasitoses de algumas culturas agrícolas. Quando a sua ocorrência natural não é suficiente recorre-se, muitas vezes, à libertação em massa de indivíduos reproduzidos artificialmente que são bastante eficazes principalmente em sistemas de produção fechados. Os aviários parecem, portanto, um local propício à instalação deste tipo de controlo. Contudo, poucos trabalhos têm sido desenvolvidos no sentido de pesquisar potenciais predadores e parasitas de *D. gallinae*.

Um dos estudos que tiveram como objectivo essa pesquisa foi feito por Lesna *et al.* (citado em Harrington *et al.*, 2011). Os autores verificaram que ácaros da espécie *Cheyletus eruditus* alimentaram-se de formas juvenis de *D. gallinae*. Contudo a libertação em massa de indivíduos de *C. eruditus* em aviários demonstrou-se ineficaz no controlo da população

de *D. gallinae*. Outras duas espécies de ácaros predadores (*Hypoaspis aculeifer* e *Androlaelaps casalis*), com potencial para o controlo de *D. gallinae*, foram referidos pelos autores. No entanto, outras espécies de predadores ou parasitas de *D. gallinae* permanecem provavelmente por ser descobertas (Harrington *et al.*, 2011).

9.4.2 Fungos entomopatogénicos

Os fungos entomopatogénicos, tal como o grupo de parasitas anteriormente referido, são, actualmente, muito usados no controlo de parasitoses por artrópodes, particularmente no que se refere a culturas agrícolas. Steenberg e Kilipinen (2003) referiram que os ácaros vermelhos das galinhas, quando inoculados com altas doses de conídios são susceptíveis à infecção isolada por uma das seguintes espécies: *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Paecilomyces fumosoroseus*. Apesar destes fungos poderem reduzir o crescimento das populações de *D. gallinae*, os níveis de controlo antigos não são satisfatórios (Steenberg, Kilpinen & Moore, 2006).

Tavassoli, Ownag, Pourseyed e Mardani (2008) verificaram que três estirpes de *M. anisopliae* eram capazes de matar as forma adultas de *D. gallinae*. Contudo, a mesma eficácia não se verificou no combate às restantes fases evolutivas do parasita.

A eficácia destes métodos de controlo de *D. gallinae*, provavelmente, dependerá na manutenção de uma HR em níveis adequados para a propagação dos fungos. Assim, será necessário avaliar a aplicabilidade desta medida nos aviários (Harrington *et al.*, 2011).

9.5 Maneio dos animais

Existem várias estratégias relacionadas com o maneio nos aviários que podem ser tomadas com vista ao combate a *D. gallinae*.

Fiddes *et al.* (2005) referem que os sistemas de criação ao ar livre têm taxas de infestação superiores aos sistemas de baterias de jaulas. Esta constatação deve-se, provavelmente, ao facto de que, no primeiro sistema, os ácaros têm muito mais locais para se abrigarem. Deste modo, uma das medidas possíveis a desenvolver é a criação de sistemas de produção de galinhas menos favoráveis ao desenvolvimento dos ácaros.

Outra das medidas pode ser a introdução de um plano de análise de risco e controlo de pontos críticos, vulgarmente designado por plano HACCP (Mul & Koenraadt, 2009). Estes autores adoptaram o método aos aviários de produção de ovos e identificaram 41 potenciais riscos de infestação. Entre eles encontram-se, naturalmente, a introdução e a disseminação de ácaros por aves, roedores e pelos próprios trabalhadores. Estes autores referiram, ainda, como medida de controlo, a aplicação de temperaturas de 55 °C no interior dos pavilhões durante o período de vazio sanitário. Como foi, anteriormente, referido, temperaturas acima dos 45 °C e abaixo dos -20 °C são completamente letais para *D. gallinae*. Assim, Harrington *et al.* (2011) sugerem que sejam aplicadas temperaturas abaixo das sugeridas por Mul e

Koenraad (2009), ainda que estas tenham que ser aplicadas durante períodos de tempo mais longos.

Vários estudos têm provado que a alteração do regime de fornecimento de luz às galinhas pode ser uma medida utilizada no combate dos ácaros vermelhos das galinhas. Contudo, a legislação europeia, em vigor para o bem-estar das galinhas poedeiras, exige um período de 8 horas de escuridão contínua tornando, desta forma, difícil a aplicação deste tipo de controlo pela luz (Harrington *et al.*, 2011).

9.6 Sistemas de gestão integrada de parasitoses

Muitas das medidas de controlo descritas anteriormente aumentam a sua eficácia se forem combinadas com outra. Por exemplo, será provável que caso venha a ser produzida uma vacina contra *D. gallinae* seja preferível usá-la em combinação com um dos métodos descritos. Da mesma forma, o uso dos novos pesticidas em princípio não será prejudicado pela implementação de medidas de controlo de *D. gallinae* no manejo dos aviários (Harrington *et al.*, 2011).

Contudo, nem todas as medidas atrás descritas são compatíveis entre si. Um caso claro é a acção dos novos pesticidas que também actuam sobre os artrópodes inimigos naturais de *D. gallinae*. O mesmo pode suceder no caso dos pós inertes que também poderão absorver os lípidos da cutícula dos invertebrados benéficos para o combate ao ácaro vermelho das galinhas. Outro tipo de incompatibilidade pode ser o uso simultâneo de pós inertes, que tendem a diminuir a HR, e de fungos entomopatogénicos que necessitam de HR elevadas para se propagarem (Harrington *et al.*, 2011).

Parte IV: *Dermanyssus gallinae* em galinhas poedeiras em bateria: carga parasitária, acção vectorial e ensaio de campo de um biopesticida

1 Objectivos

O presente trabalho teve como objectivos:

- Determinar a carga parasitária de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria.
- Pesquisar a presença de *Salmonella* spp. em amostras de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria.
- Avaliar a eficácia do produto comercial Elector® (princípio activo espinosade), em ensaio de campo, no controlo de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões de postura.

2 Materiais e Métodos

2.1 Determinação da carga parasitária de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria

2.1.1 Armadilhas para recolha de amostras

2.1.1.1 Local de colocação das armadilhas

O estudo do nível de carga parasitária de *D. gallinae* teve lugar em 5 pavilhões (Anexo I) divididos por duas explorações do concelho de Leiria entre os meses de Janeiro a Março de 2011. A capacidade e a área dos pavilhões variou (Tabela 4), assim como, a idade dos animais. Em todos os pavilhões eram mantidas galinhas da estirpe Hy-Line Brown (Hy-Line®) em jaulas não melhoradas, e as temperaturas registadas durante o período em estudo variaram entre 20 e 30 °C em todos os pavilhões.

Nº do pavilhão	Área (m ²)	Capacidade máxima (aves)	Nº de jaulas	Área da jaula (cm ²)	Nº de galinhas por jaula	Área por galinha (cm ²)
1	1 290	27 000	3 000	5 400	9	600
2	1 020	13 824	1 536	5 400	9	600
3	1 238	22 464	2 496	5 400	9	600
4	1 425	26 240	5 248	3 000	5	600
5	825	23 040	3 840	3 600	6	600

Tabela 4 - Características dos pavilhões onde foram efectuadas a recolha de amostras.

Por cada recolha, foram colocadas três armadilhas dentro de cada pavilhão. Estas armadilhas foram colocadas a meio do comprimento do pavilhão. Foi, assim, colocada uma armadilha no 1º corredor (o mais perto da porta de entrada), outra no corredor intermédio e outra no último corredor, como representado no Anexo 1. Em altura, as armadilhas foram colocadas ao nível da 3ª cinta de recolha dos ovos (Figura 18).

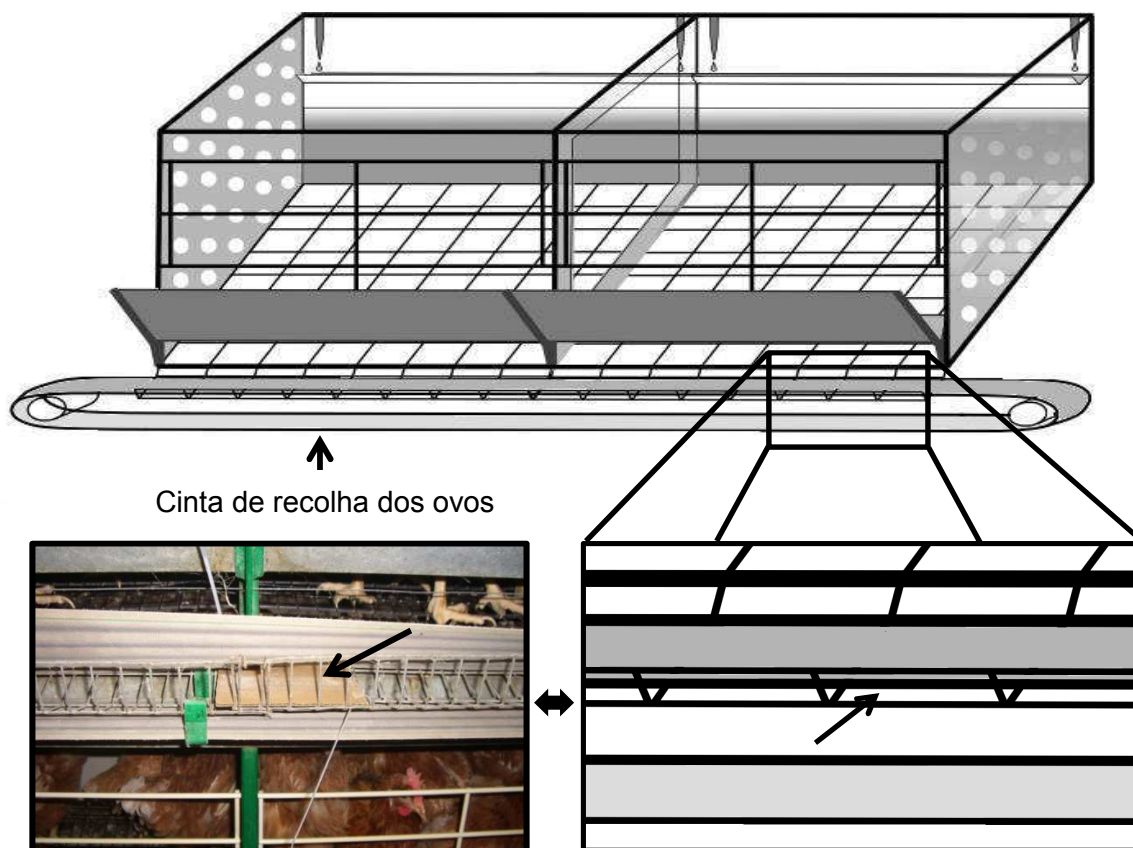


Figura 18 - Esquema representativo do local exacto de colocação das armadilhas (original).

A escolha do local teve em consideração os locais de maior presença de *D. gallinae* e a impossibilidade das galinhas alcançarem as armadilhas e destruí-las.

2.1.1.2 Forma e dimensão das armadilhas

As armadilhas foram construídas a partir de cartão canelado de 3 mm de espessura e possuíam forma rectangular com dimensões de 140x100x3 mm (Figura 19), tal como descritas por Nordenfors e Chirico (2001).

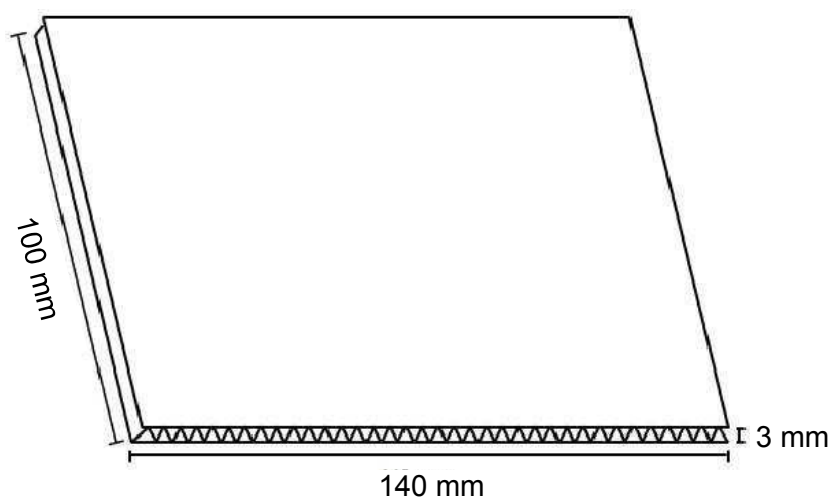


Figura 19 - Esquema representativo das armadilhas utilizadas (original).

2.1.1.3 Número de dias de colocação das armadilhas

A avaliação da carga parasitária foi feita através de armadilhas colocadas durante 2, 4 e 6 dias, consecutivos, de acordo com Nordenfors e Chirico (2001).

2.1.2 Processamento do material recolhido nas armadilhas

Após o período de colocação, as armadilhas foram retiradas dos locais e colocadas dentro de um saco de plástico transparente. De seguida, foram submetidas a uma temperatura de -20 °C, durante 24 horas, para inactivar os espécimes de *D. gallinae*, sendo então transportadas para o laboratório e efectuada a contagem dos artrópodes nelas contidos.

2.1.2.1 Contagem dos artrópodes contidos nas armadilhas

2.1.2.1.1 Preparação das amostras

No laboratório os sacos, de plástico foram abertos e todos os espécimes presentes, tanto na armadilha como no saco de plástico, foram colocados em álcool etílico a 70%. Posteriormente, e de acordo com a densidade em ácaros da amostra, foram feitas diluições. O esquema destas diluições é representado na Tabela 5.

Nº de ácaros por armadilha	Diluição
< 50	Não se efectuou diluição
50 a 200	1/2
200 a 2000	1/50
> 2000	1/200

Tabela 5 - Critérios para definir a proporção de diluição.

2.1.2.1.2 Contagem dos artrópodes recolhidos nas armadilhas

Feita a diluição, a sub-amostra foi colocada numa placa de Petri e observada ao microscópio estereoscópico (Meiji – EMZ 120608) para contagem dos ovos e das larvas. Todos os restantes espécimes, esclarecidos com hidróxido de potássio (KOH) a 10%, foram montados entre lâmina e lamela e observados ao microscópio óptico (Olympus - BX50F). Desta forma, foram diferenciadas as protoninfas, as deutoninfas e os adultos de acordo com as suas características morfológicas com base nas descrições de Evans e Till (1965), Bishopp e Wood (1917) e Cunha (2008) (Anexo II). O número de formas móveis foi obtido através da soma do nº de *D. gallinae* em todas as fases evolutivas, excluindo, naturalmente, os ovos.

2.2 Pesquisa de *Salmonella* spp. em amostras de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria

2.2.1 Armadilhas de recolha de amostras

Local de colocação

As amostras foram recolhidas nos mesmos locais e durante o mesmo período em que foi efectuado o estudo da determinação da carga parasitária de *D. gallinae*.

2.2.1.2 Forma e dimensão

As armadilhas utilizadas neste estudo tinham, exactamente, a mesma forma e a mesma dimensão que as do estudo anterior. No entanto, foram colocadas duas armadilhas lado a lado, sem nenhum intervalo entre elas, de modo a obter um número semelhante de ácaros em cada. O número de *D. gallinae* foi determinado na primeira, enquanto que os artrópodes recolhidos na segunda armadilha foram utilizados para pesquisa de *Salmonella* spp.. Deste modo, é possível avaliar os resultados em função do número de espécimes de *D. gallinae*.

2.2.1.3 Nº de dias de colocação

Neste estudo as armadilhas, de cartão esterilizadas em estufa (por calor seco) a uma temperatura de 170 °C durante 60 minutos, foram colocadas durante um período de 6 dias, consecutivos, para garantir a obtenção de um maior nº de espécimes.

2.2.1.4 Processamento das amostras para pesquisa de *Salmonella* spp.

Estas armadilhas permaneceram no local em estudo durante seis dias, sendo, ao fim deste tempo, retiradas para dentro de sacos esterilizados e não esterilizados, para, de seguida, se efectuar a contagem de *D. gallinae* e a análise microbiológica, respectivamente. Todo o processo de colocação e recolha das armadilhas foi feito tendo em conta a não contaminação através de qualquer objecto estranho ao pavilhão. Para este efeito foram utilizadas luvas esterilizadas. O resto do processamento foi igual ao descrito para o estudo da determinação da carga de *D. gallinae*.

2.2.2 Análise das armadilhas

2.2.2.1 Armadilhas de contagem

A determinação do número de ácaros da espécie *D. gallinae* presentes na armadilha foi feita segundo o protocolo do estudo referido em 2.1.2.1.1 e 2.1.2.1.2.

2.2.2.2 Armadilhas de recolha de *Dermanyssus gallinae* para pesquisa de *Salmonella* spp.

Após congelação, foram adicionados 100 ml de água peptonada (Oxoid, CM-0509) ao saco onde se encontrava a armadilha. A amostra foi agitada num homogeneizador “stomacher 200” (M66104). De seguida estes recipientes foram colocados a incubar por um período de 24 horas numa estufa (IFE 400, Memmert) a 37 °C. O passo seguinte foi colocar uma gota da suspensão numa placa de petri com meio de Rappaport-Vassiliadis (RVM, Oxoid) com 0,06% de agarose. As placas foram de seguida colocadas a incubar durante 24 h em estufa a 37 °C. Após este período as placas foram observadas. Aquelas em que se verificou migração foram passadas, por sementeira por estria, para placas com gelose de Hektoen-Enteric (Oxoid, CM-0419) e deixadas a incubar durante 24 h em estufa a 37 °C. Decorrido este período, as colónias foram observadas e as que apresentavam características suspeitas de *Salmonella* spp. (de cor verde com centro negro com cerca de 1 mm de diâmetro) foram repicadas para tubos de ensaio contendo o meio de TSI (Triple Sugar Iron Agar) (Oxoid, CM-0277), solidificado em rampa com 4 cm de profundidade. Neste meio a sementeira foi feita por picada central profunda, seguida de estria na superfície da rampa. Este meio consiste numa prova bioquímica primária que pode fornecer fortes indicações da presença de *Salmonella* spp.. Deste modo, todas as amostras lactose (-), sucrose (-), glucose (+), com gás, sulfureto ferroso (+) (observação de precipitado negro) e mobilidade (+) foram analisadas, posteriormente, com recurso a uma galeria de testes bioquímicos API-20E (Figura 20) (bioMerieux, Inc., Hazelwood, MO) para identificação do género da bactéria nela presente.



Figura 20 - Exemplo de API-20E de confirmação da presença de *Salmonella* spp. (código API-20E – 6705512).

Este procedimento tem por base a norma EN/ISO 6579-2002/Amd1:2007 "Microbiologia de alimentos para consumo humano e para alimentação animal – Método horizontal para a detecção de *Salmonella* spp. – Alteração 1: Anexo D: Detecção de *Salmonella* spp. em matéria fecal de origem animal e em amostras ambientais da fase de produção primária".

2.3 Avaliação da eficácia do produto comercial Elector®, em ensaio de campo, no controlo de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões de postura.

2.3.1 Local do Ensaio

Este ensaio teve lugar em 3 pavilhões localizados no concelho de Leiria e Pombal entre o dia 26 de Abril e o dia 16 de Julho de 2011. A capacidade e a área dos pavilhões variou

(Tabela 6), assim como, a idade dos animais. Em todos os pavilhões eram mantidas, em jaulas não melhoradas, galinhas da estirpe Hy-Line Brown (Hy-Line®). Tal como nos estudos anteriores, as temperaturas registadas nestes pavilhões, no decorrer do ensaio, variaram entre os 20 e os 30 °C. Nos pavilhões 6 e 7, as jaulas e as aves foram submetidas à aplicação do acaricida. O pavilhão 8 foi utilizado como controlo. Sendo assim foram incluídas neste estudo 56 620 galinhas, das quais, aproximadamente, 69% foram tratadas e os restantes 31% serviram de grupo de controlo.

Nº do pavilhão	Área (m ²)	Capacidade máxima (aves)	Nº de jaulas	Área da jaula (cm ²)	Nº de galinhas por jaula	Área por galinha (cm ²)
6	851	19 200	1 600	7 200	12	600
7	985	20 020	1 820	5 400	11	490
8	780	17 400	2 900	3240	6	540

Tabela 6 - Características dos pavilhões onde foram efectuadas as recolhas de amostras destinadas à avaliação da eficácia do princípio activo espinosade.

2.3.2 Aplicação do Elector®

2.3.2.1 Sistema de aplicação

O sistema de aplicação manual utilizado consistiu num depósito (Figura 12) (com um agitador interno) com capacidade de 300 litros, ao qual estava ligada uma mangueira cuja extremidade possuía um aspersor manual (Figura 11).



Figura 23 - Depósito do sistema de aplicação.



Figura 21 - Aspersor do sistema de aplicação.

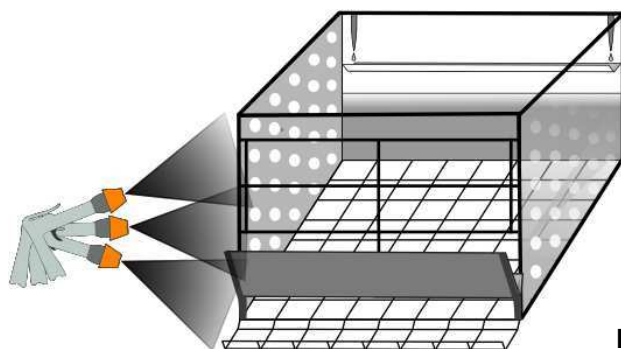


Figura 22 - Método de aplicação do Elector®.

2.3.2.2 Quantidade de Elector®

O produto comercial utilizado foi o Elector® (Elanco™) e a sua concentração foi de 60 ml de Elector® para 7 litros de água. Assim, foram utilizados 2,6 litros de Elector® para o pavilhão nº 6, e 4,3 litros para o pavilhão nº 7. Desta forma, com esta quantidade de Elector® atingiu-se uma concentração de espinosade (princípio activo deste produto) de 4g/L de água. Esta concentração, segundo indicações fornecidas pelo fabricante, é a apropriada para garantir a eficácia do tratamento em pavilhões com problemas recorrentes de infestações altas por *D. gallinae*.



Figura 24 - Embalagem de Elector® (Elanco™).

2.3.3 Avaliação da eficácia do tratamento

Apesar de ser um produto cuja eficácia contra *Dermanyssus gallinae* já tinha sido demonstrada, com este ensaio pretendeu-se verificar essa eficácia tanto nas condições existentes nas explorações como nas populações deste ácaro em Portugal.

2.3.3.1 Armadilhas de recolha de amostras

Neste ensaio foi seguido o mesmo protocolo de recolha de amostras que no estudo de avaliação da carga parasitária. Contudo, por sugestão técnica da Elanco™ o tempo de permanência das armadilhas foi reduzido para um dia, seguindo, deste modo o método de contagens da empresa. A avaliação foi feita em cinco tempos, sendo o 1º tempo para avaliar a carga parasitária inicial e os seguintes para avaliar a evolução da população de *D. gallinae* após o tratamento com o espinosade. Desta forma, foi elaborado um esquema de recolha de amostras, representado na Figura 25.

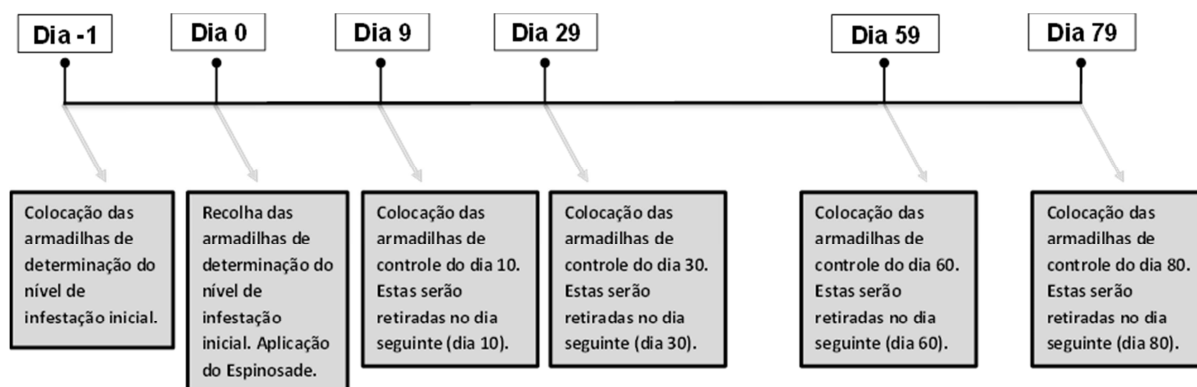


Figura 25 - Esquema de colocação de armadilhas do ensaio do espinosade.

2.4 Análise estatística

A avaliação das diferenças existentes entre os números de artrópodes obtidos nos vários estudos realizados (diferenças entre o nº de dias de colocação das armadilhas, entre as populações de diferentes pavilhões, entre as populações de diferentes locais dentro do mesmo pavilhão e entre os dias após aplicação do antiparasitário) foi obtida através de um teste estatístico de comparação de médias (One-Way ANOVA) com o método de Bonferroni para comparações múltiplas. Um dos pressupostos deste teste é o da igualdade de variâncias. Para avaliar este pressuposto foi utilizado o teste de Levene. Nas situações em que, através do teste de Levene, foi observado que o pressuposto da igualdade de variâncias não estava cumprido foi utilizado o teste não paramétrico equivalente ao One-Way ANOVA, o teste de Kruskal-Wallis para comparação das medianas. Todos os valores foram convertidos no seu logaritmo decimal (log) antes de lhes ser aplicado o teste estatístico. As análises estatísticas foram executadas através do software SPSS Statistics versão 19.0.0 (IBM, USA).

3 Resultados

3.1 Determinação da carga parasitária de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria.

3.1.1 Avaliação do período de permanência das armadilhas.

Neste parâmetro foi avaliada a quantidade de espécimes de *D. gallinae* capturados em armadilhas colocadas durante períodos de 2, 4 e 6 dias. A capacidade de capturar *D. gallinae* por dia é avaliada tendo em conta o número de artrópodes em cada fase evolutiva e o número de formas móveis. Neste último parâmetro não foi observada qualquer diferença significativa ($p < 0,05$) entre armadilhas colocadas durante diferentes períodos (Tabela 7).

Pavilhão	Nº de formas móveis por armadilha e por dia		
	Tempo de permanência		
	2 dias	4 dias	6 dias
1	75 - 150 (125 ^a)	96,5 - 275 (169,7 ^a)	158,3 - 258,3 (197,2 ^a)
2	69 - 250 (181,3 ^a)	287,5 - 650 (504,2 ^a)	466,7 - 666,7 (577,8 ^a)
3	0,5 - 15 (8 ^a)	4,75 - 35,5 (18,3 ^a)	5 - 31,3 (15,7 ^a)
4	275 - 3400 (1400 ^a)	187,5 - 2100 (912,5 ^a)	166,7 - 4100 (1677,8 ^a)
5	0 - 1,5 (1 ^a)	0,25 - 0,75 (0,6 ^a)	0 - 1 (0,4 ^a)
Total	0 - 3400 (343,1 ^a)	0,3 - 2100 (321,0 ^a)	0 - 4100 (493,8 ^a)

Tabela 7 - Número de formas móveis, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas. Os resultados são apresentados da seguinte forma: nº mínimo – nº máximo (nº médio). Em cada linha, os valores das médias marcados com uma mesma letra (a) não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de ANOVA (nível de significância de 0,05).

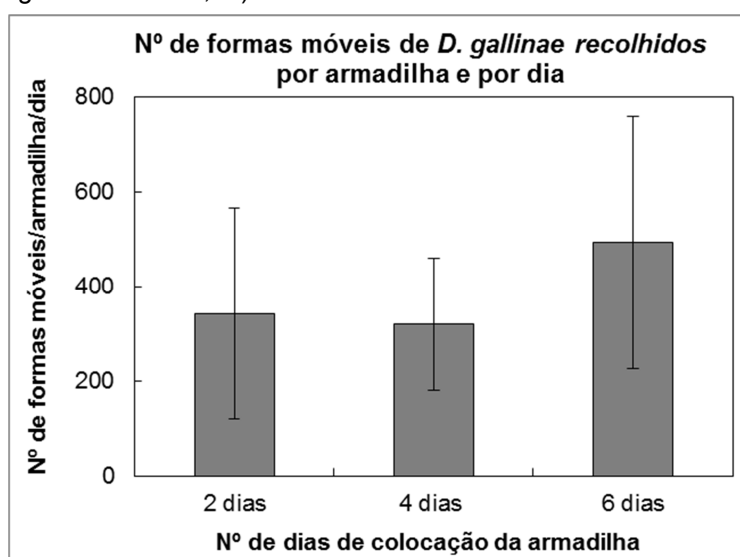


Gráfico 2 - Número médio de formas móveis, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas.

Na avaliação do período de permanência das armadilhas através da comparação dos valores médios de cada fase evolutiva de *D. gallinae* houve algumas diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) representadas na Tabela 8.

Pavilhão	Tempo de permanência	Nº de espécimes de <i>D. gallinae</i> em cada fase evolutiva por armadilha e por dia					
		Ovos	Larvas	Protoninfas	Deutoniinfas	Adultos	
						Machos	Fêmeas
1	2 dias	0 - 2 (0,7 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	33 - 50 (44,3 ^a)	5 - 25 (18,3 ^a)	37 - 75 (62,3 ^a)
	4 dias	7,5 - 75 (40,0 ^b)	3,5 - 12,5 (9,5 ^b)	0 - 12,5 (5,7 ^{a,b})	31 - 87,5 (52,0 ^a)	17 - 50 (30,7 ^a)	40,5 - 112,5 (71,8 ^a)
	6 dias	16,7 - 58,3 (38,9 ^b)	0 - 25 (11,1 ^{a,b})	8,3 - 16,7 (13,9 ^b)	50 - 66,7 (55,6 ^a)	25 - 41,7 (30,6 ^a)	75 - 108,3 (86,1 ^a)
2	2 dias	3 - 25 (17,7 ^a)	0 - 25 (8,3 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	19 - 100 (64,7 ^a)	7 - 50 (27,3 ^a)	43 - 125 (81,0 ^a)
	4 dias	25 - 100 (62,5 ^a)	0 - 50 (25,0 ^a)	0 - 62,5 (29,2 ^{a,b})	75 - 175 (133,3 ^a)	50 - 150 (104,2 ^a)	137,5 - 300 (212,5 ^b)
	6 dias	83,3 - 133,3 (105,6 ^a)	0 - 33,3 (22,2 ^a)	33,3 - 66,7 (44,4 ^b)	133,3 - 200 (166,7 ^a)	66,7 - 100 (77,8 ^a)	233,3 - 300 (266,7 ^{a,b})
3	2 dias	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 2 (0,7 ^a)	0 - 5 (2,3 ^a)	0 - 1,5 (0,5 ^a)	0,5 - 6,5 (4,5 ^a)
	4 dias	1,3 - 4,5 (2,5 ^b)	0,3 - 2,5 (1,2 ^a)	0 - 3 (1,1 ^a)	1,5 - 12,5 (6,2 ^a)	0,5 - 2,5 (1,8 ^a)	2,5 - 15 (8,1 ^a)
	6 dias	2,5 - 20,7 (8,7 ^b)	0,3 - 2,3 (1,1 ^a)	0 - 3,3 (1,2 ^a)	1,5 - 11,3 (5,2 ^a)	0,5 - 2,3 (1,6 ^a)	2,7 - 12 (6,7 ^a)
4	2 dias	25 - 200 (83,3 ^a)	0 - 100 (33,3 ^a)	0 - 100 (33,3 ^a)	100 - 1000 (425,0 ^a)	50 - 800 (316,7 ^a)	125 - 1400 (591,7 ^a)
	4 dias	25 - 400 (175,0 ^a)	12,5 - 200 (75 ^a)	0 - 300 (112,5 ^a)	62,5 - 600 (270,8 ^a)	25 - 250 (341,7 ^a)	87,5 - 750 (341,7 ^a)
	6 dias	66,7 - 1000 (433,3 ^a)	0 - 366,7 (144,4 ^a)	8,3 - 300 (113,9 ^a)	50 - 1233,3 (505,6 ^a)	25 - 866,7 (352,8 ^a)	83,3 - 1333,3 (561,1 ^a)
5	2 dias	0 - 0,5 (0,2 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 1 (0,3 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 1,5 (0,7 ^a)
	4 dias	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0,3 (0,1 ^a)	0 - 0,3 (0,2 ^a)	0,3 - 0,5 (0,3 ^a)
	6 dias	0 - 0,2 (0,1 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0,3 (0,2 ^a)	0 - 0,2 (0,1 ^a)	0 - 0,5 (0,2 ^a)
Total	2 dias	0 - 200 (20,4 ^a)	0 - 100 (8,3 ^a)	0 - 100 (6,8 ^a)	0 - 1000 (107,3 ^a)	0 - 800 (72,6 ^a)	0 - 1400 (148,0 ^a)
	4 dias	0 - 400 (56,0 ^a)	0 - 200 (22,1 ^b)	0 - 300 (29,7 ^a)	0 - 600 (92,5 ^a)	0 - 250 (49,9 ^a)	0,3 - 750 (126,9 ^a)
	6 dias	0 - 1000 (117,3 ^a)	0 - 366,7 (35,8 ^{a,b})	0 - 300 (34,7 ^a)	0 - 1233,3 (146,6 ^a)	0 - 866,7 (92,5 ^a)	0 - 1333,3 (184,1 ^a)

Tabela 8 - Número de espécimes em cada fase evolutiva, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas. Os resultados são apresentados da seguinte forma: nº mínimo – nº máximo (nº médio). Em cada conjunto de 3 linhas (representativa de um pavilhão), os valores das médias, dentro de cada fase evolutiva de *D. gallinae*, marcados com uma mesma letra (a, b) não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de ANOVA (nível de significância de 0,05). Dentro de cada pavilhão, os valores de médias assinalados com uma mesma letra (a, b), em fases evolutivas assinaladas no canto superior direito com “§”, não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de Kruskal-Wallis (nível de significância de 0,05).

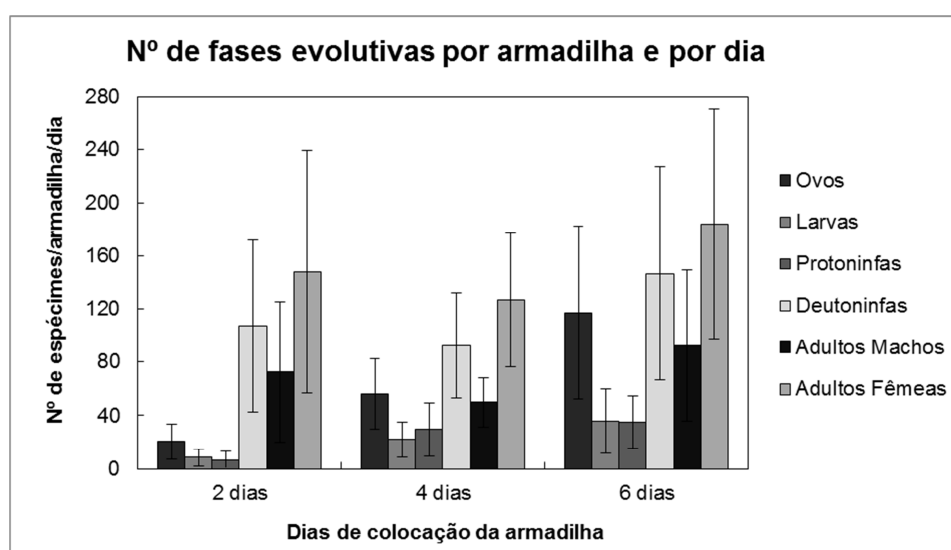


Gráfico 3 - Número médio de espécimes em cada fase evolutiva, em cada pavilhão, obtido, por dia, em vários períodos de colocação das armadilhas.

3.1.2 Avaliação da carga parasitária de *D. gallinae* por pavilhão

Os dados obtidos são os constantes nas Tabela 9 a 11 e nos Gráficos 4 a 11.

Pavilhão	Nº de formas móveis de <i>D. gallinae</i>
1	75 - 275 (164,0 ^a)
2	69 - 666,7 (421,1 ^b)
3	0,5 - 35,5 (14,0 ^c)
4	166,7 - 4100 (1330,1 ^b)
5	0 - 1,5 (0,7 ^d)

Tabela 9 - Número de formas móveis obtido, por dia, em cada pavilhão. Os resultados são apresentados da seguinte forma: nº mínimo – nº máximo (nº médio). Os valores médios seguidos por uma mesma letra (a, b, c, d) não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de Kruskal-Wallis (nível de significância de 0,05).

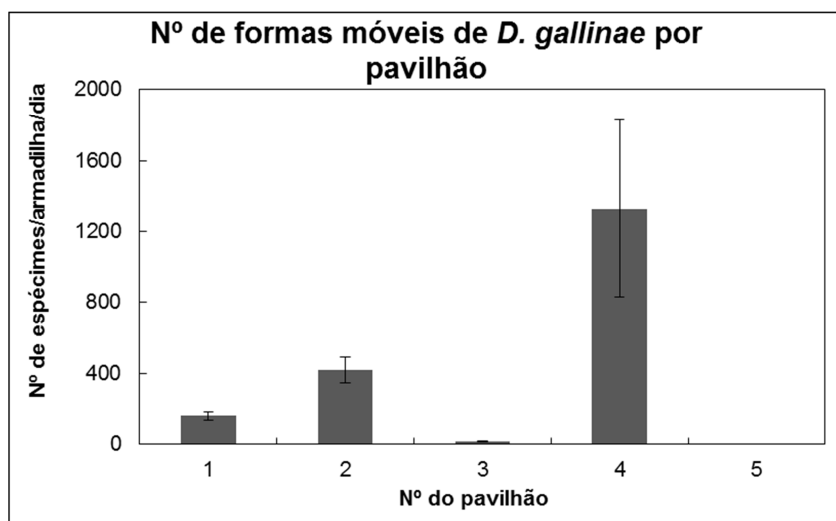


Gráfico 4 - Número médio de formas móveis médio obtido por pavilhão e por dia.

Pavilhão	Nº de espécimes de <i>D. gallinae</i> em cada fase evolutiva obtidos, por dia, em cada pavilhão					
	Ovos	Larvas	Protoninfas	Deutoninfas	Adultos	
					Machos	Fêmeas
1	0 - 75 (26,5 ^{a,b})	0 - 25 (6,9 ^a)	0 - 16,7 (6,5 ^a)	31 - 87,5 (50,6 ^a)	5 - 50 (26,5 ^a)	37 - 112,5 (73,4 ^a)
2	3 - 133,3 (61,9 ^{a,c})	0 - 50 (18,5 ^a)	0 - 66,7 (24,5 ^a)	19 - 200 (121,6 ^{a,c})	7 - 150 (69,8 ^b)	43 - 300 (186,7 ^{a,c})
3	0 - 20,7 (3,7 ^b)	0 - 2,5 (0,7 ^a)	0 - 3,3 (1,0 ^a)	0 - 12,5 (4,6 ^b)	0 - 2,5 (1,3 ^c)	0,5 - 15 (6,4 ^b)
4	25 - 1000 (230,6 ^c)	0 - 366,7 (84,3 ^a)	0 - 300 (86,6 ^a)	50 - 1233,3 (400,5 ^c)	25 - 866,7 (260,6 ^b)	83,3 - 1400 (498,1 ^c)
5	0 - 0,5 (0,1 ^d)	0 - 0 (0 ^b)	0 - 0 (0 ^b)	0 - 1 (0,2 ^d)	0 - 0,3 (0,1 ^d)	0 - 1,5 (0,4 ^d)

Tabela 10 - Número de espécimes em cada fase evolutiva obtido, por dia, em cada pavilhão. Os resultados são apresentados da seguinte forma: nº mínimo – nº máximo (nº médio). Em cada coluna, os valores médios seguidos por uma mesma letra (a, b, c, d) não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de Kruskal-Wallis (nível de significância de 0,05).

		Nº de espécimes de <i>D. gallinae</i> em cada fase evolutiva obtidos, por armadilha e por dia, em cada corredor						
Pavilhão	Corredor	Ovos	Larvas	Protoninfas	Deutoninfas	Adultos		Formas Móveis
						Machos	Fêmeas	
1	1º Corredor	0 - 37,5 (18,1 ^a)	0 - 12,5 (4,2 ^a)	0 - 8,3 (2,8 ^a)	37,5 - 50 (45,8 ^a)	25 - 25 (25,0 ^a) §	62,5 - 75 (70,9 ^a)	137,5 - 158,3 (148,6 ^a)
	Corredor Intermédio	0 - 75 (44,4 ^a)	0 - 25 (12,5 ^a)	0 - 16,7 (9,7 ^a)	50 - 87,5 (68,1 ^a)	25 - 50 (38,9 ^a)	75 - 112,5 (98,6 ^a)	150 - 275 (227,8 ^a)
	Último Corredor	2 - 41,7 (17,1 ^a)	0 - 8,3 (3,9 ^a)	0 - 16,7 (7,1 ^a)	31 - 50 (38,0 ^a)	5 - 25 (15,7 ^a)	37 - 75 (50,1 ^a)	75 - 175 (115,5 ^a)
2	1º Corredor	25 - 83,3 (56,9 ^a)	0 - 33,3 (19,4 ^a)	0 - 33,3 (19,4 ^a)	75 - 200 (125 ^a)	25 - 100 (58,3 ^a)	75 - 300 (170,8 ^a)	225 - 666,7 (393,1 ^a)
	Corredor Intermédio	25 - 100 (75,0 ^a)	0 - 50 (16,7 ^a)	0 - 33,3 (11,1 ^a)	75 - 150 (119,4 ^a)	50 - 150 (88,9 ^a)	125 - 300 (219,4 ^a)	250 - 650 (455,6 ^a)
	Último Corredor	3 - 133,3 (53,8 ^a)	0 - 33,3 (19,4 ^a)	0 - 66,7 (43,1 ^a)	19 - 175 (120,2 ^a)	7 - 112,5 (62,1 ^a)	43 - 266,7 (169,9 ^a)	69 - 600 (414,7 ^a)
3	1º Corredor	0 - 20,7 (8,4 ^a)	0 - 2,5 (1,6 ^a) §	2 - 3,3 (2,8 ^a) §	5 - 12,5 (9,6 ^a)	1,5 - 2,5 (2,1 ^a) §	6,5 - 15 (11,2 ^a)	15 - 35,5 (27,3 ^a)
	Corredor Intermédio	0 - 2,5 (1,4 ^a)	0 - 0,8 (0,4 ^a)	0 - 0,33 (0,2 ^b)	2 - 4,5 (3,1 ^{a,b})	0 - 2,3 (1,4 ^{a,b})	5,3 - 6,8 (6,2 ^{a,b})	8,5 - 14,5 (11,2 ^{a,b})
	Último Corredor	0 - 2,8 (1,4 ^a)	0 - 0,3 (0,2 ^a)	0 - 0 (0 ^b)	0 - 1,5 (1,0 ^b)	0 - 0,5 (0,3 ^b)	0,5 - 2,7 (1,9 ^b)	0,5 - 5 (3,4 ^b)
4	1º Corredor	200 - 1000 (533,3 ^a)	100 - 366,7 (222,2 ^a)	100 - 300 (233,3 ^a)	600 - 1233,3 (944,4 ^a)	250 - 866,7 (638,9 ^a)	750 - 1400 (1161,1 ^a)	2100 - 4100 (3200,0 ^a)
	Corredor Intermédio	25 - 100 (63,9 ^a)	0 - 12,5 (4,2 ^b)	0 - 37,5 (15,3 ^a)	50 - 175 (125,0 ^b)	25 - 100 (62,5 ^b)	83,3 - 250 (173,6 ^b)	166,7 - 525 (380,6 ^b)
	Último Corredor	25 - 233,3 (94,4 ^a)	0 - 66,7 (26,4 ^{a,b})	0 - 33,3 (11,1 ^a)	62,5 - 233,3 (131,9 ^b)	25 - 166,7 (80,6 ^b)	87,5 - 266,7 (159,8 ^b)	187,5 - 766,7 (409,8 ^b)
5	1º Corredor	0 - 0 (0 ^a) §	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0,3 (0,1 ^a)	0 - 0,3 (0,1 ^a) §	0 - 0,3 (0,1 ^a) §	0 - 0,8 (0,3 ^a)
	Corredor Intermédio	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 1,5 (0,6 ^{a,b})	0 - 1,5 (0,6 ^a)
	Último Corredor	0 - 0,5 (0,2 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 0 (0 ^a)	0 - 1 (0,4 ^a)	0 - 0,3 (0,1 ^a)	0,5 - 0,5 (0,5 ^b)	0,8 - 1,5 (1,1 ^a)

Tabela 11 - Número de espécimes em cada fase evolutiva obtido, por dia, em cada corredor. Os resultados são apresentados da seguinte forma: nº mínimo – nº máximo (nº médio). Em cada conjunto de 3 linhas (representativa de um pavilhão), os valores das médias, dentro de cada fase evolutiva de *Dermanyssus gallinae*, marcados com uma mesma letra (a, b) não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de ANOVA (nível de significância de 0,05). Dentro de cada pavilhão, os valores de médias assinalados com uma mesma letra (a, b), em fases evolutivas assinaladas no canto superior direito com “§”, não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de Kruskal-Wallis (nível de significância de 0,05).

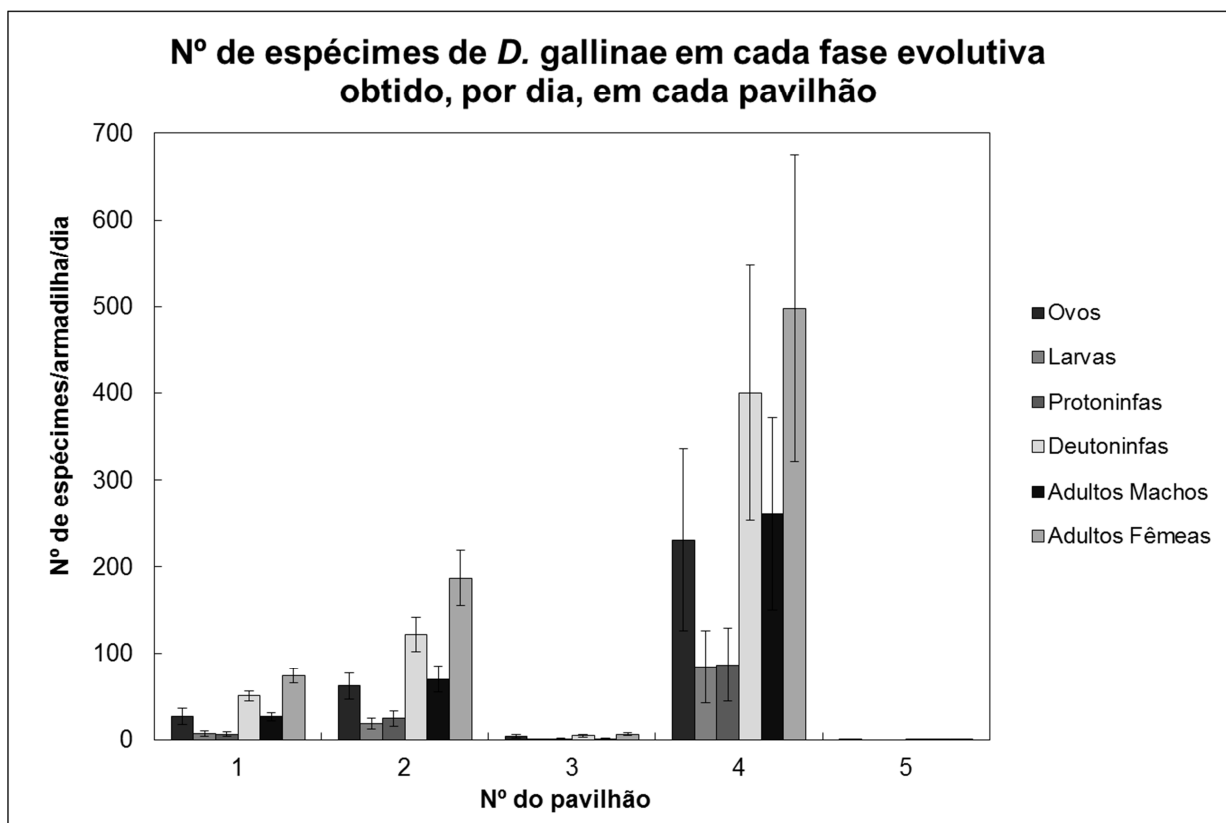


Gráfico 5 - Número médio de espécimes em cada fase evolutiva obtido, por dia em cada pavilhão.

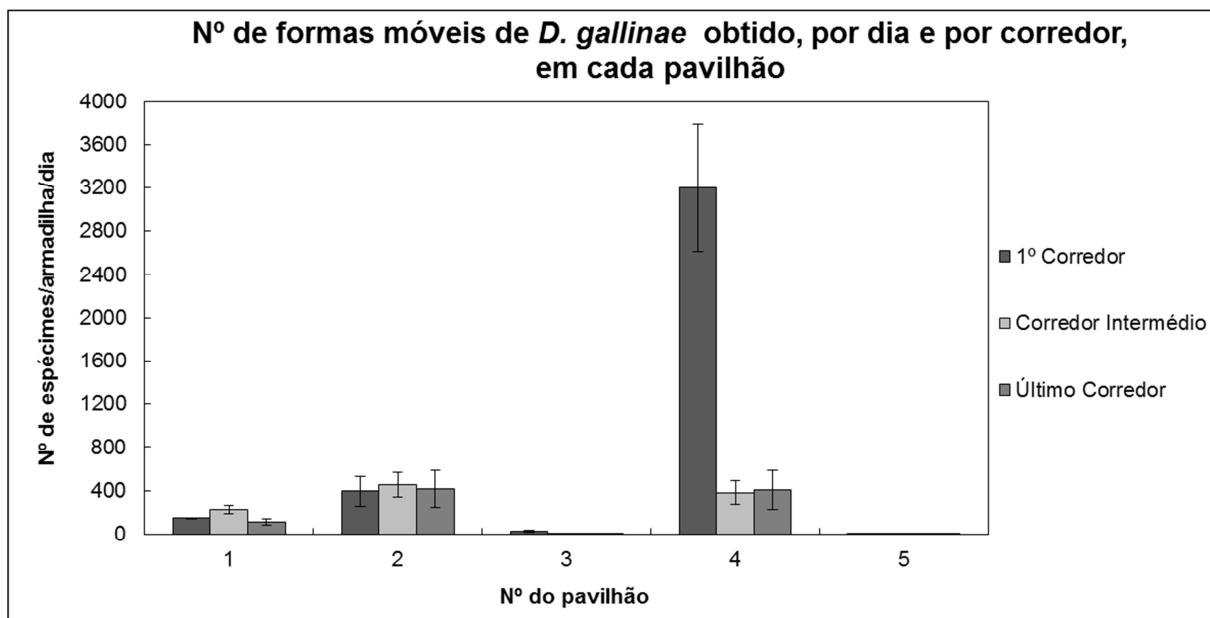


Gráfico 6 - Número médio de formas móveis obtido, por dia, por corredor em cada pavilhão.

Neste caso foram diferenciados todos os espécimes de cada fase evolutiva em cada local de recolha para todos os pavilhões.

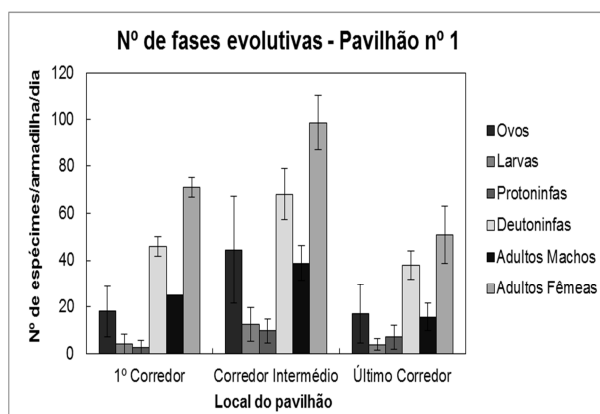


Gráfico 7 - Número de espécimes de *Dermanyssus gallinae* em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 1.

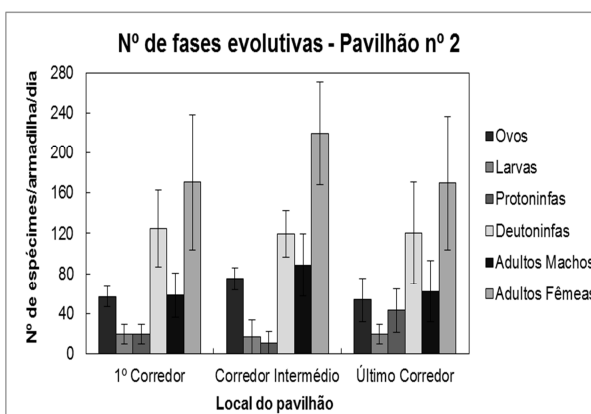


Gráfico 8 - Número de espécimes de *Dermanyssus gallinae* em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 2.

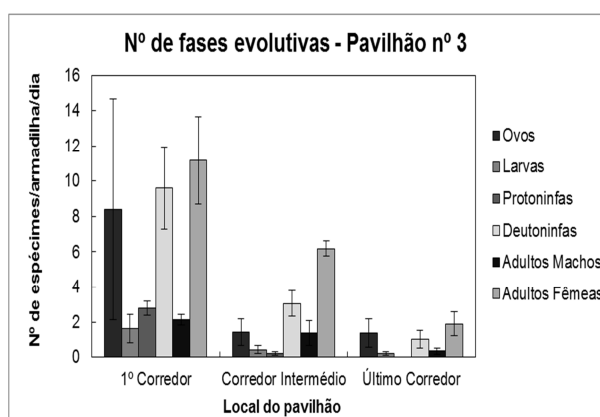


Gráfico 10 - Número de espécimes de *Dermanyssus gallinae* em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 3.

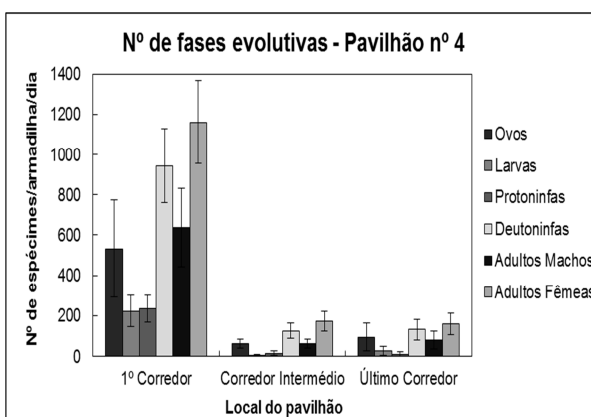


Gráfico 9 - Número de espécimes de *Dermanyssus gallinae* em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 3.

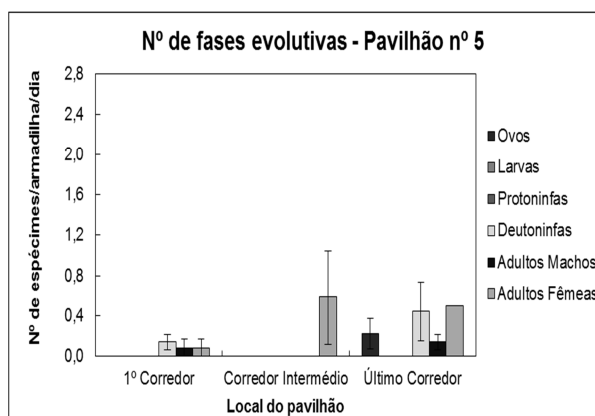


Gráfico 11 - Número de espécimes de *Dermanyssus gallinae* em cada fase evolutiva, por corredor, nas amostras do pavilhão 5.

Foram encontradas algumas diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) na carga parasitária de *D. gallinae* dos pavilhões que estão expressas nas Tabelas 9 a 11.

3.2 Pesquisa de *Salmonella* spp. em amostras de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões com galinhas poedeiras em bateria.

Os resultados obtidos são os constantes na Tabela 12. O género que se encontram entre parêntesis foi o único caso onde se teve que recorrer ao API-20E, cujo resultado está representado na Figura 26.

Pavilhão	Corredor	Formas móveis de <i>D. gallinae</i> por armadilha	Resultado da pesquisa de <i>Salmonella</i> spp.
1	1º Corredor	850	Negativo
	Corredor Intermédio	1210	Negativo
	Último Corredor	701	Negativo
2	1º Corredor	2455	Negativo
	Corredor Intermédio	2890	Negativo
	Último Corredor	2520	Negativo [§]
3	1º Corredor	151	Negativo
	Corredor Intermédio	52	Negativo
	Último Corredor	23	Negativo
4	1º Corredor	8200	Negativo
	Corredor Intermédio	2250	Negativo
	Último Corredor	2500	Negativo
5	1º Corredor	1	Negativo
	Corredor Intermédio	2	Negativo
	Último Corredor	5	Negativo

Tabela 12 - Resultado da pesquisa de *Salmonella* spp. em amostras de *Dermanyssus gallinae* recolhidos em vários corredores de diferentes pavilhões. O resultado assinalado com "§" representa a única amostra onde se teve que recorrer ao API-20E tendo, este, identificado *Pseudomonas putrefaciens* numa das colónias da amostra.



Figura 26 - Galeria API-20E da amostra do último corredor do pavilhão nº 2 correspondente a *Pseudomonas putrefaciens*.

3.3 Avaliação da eficácia do princípio activo espinosade, em ensaio de campo, no controlo de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões de postura

Dias após aplicação do Espinosade	Nº de formas móveis de <i>D. gallinae</i> obtidos, por armadilha e por dia, em cada pavilhão		
	Pavilhão nº 6	Pavilhão nº 7	Pavilhão nº 8
0	77 - 325 (206,1 ^a)	171 - 289 (228,9 ^a)	45 - 84 (58,3 ^a)
10	1 - 2 (1,3 ^b)	1 - 5 (2,7 ^b)	58 - 112 (76,3 ^{a,b})
30	9 - 23 (14,3 ^{b,c})	0 - 16 (10,3 ^b)	104 - 151 (129,7 ^{b,c})
60	32 - 232 (113,3 ^{a,c})	0 - 10 (4,3 ^b)	153 - 190 (174 ^c)
80	100 - 1250 (595,0 ^a)	0 - 8 (4,3 ^b)	209 - 292 (248,3 ^c)

Tabela 13 - Número de formas móveis obtido, por dia, em cada pavilhão no decorrer do ensaio. Os resultados são apresentados da seguinte forma: nº mínimo – nº máximo (nº médio). Em cada coluna, os valores das médias marcados com uma mesma letra (a, b, c) não apresentam diferenças estatisticamente significativas de acordo com o teste de ANOVA (nível de significância de 0,05).

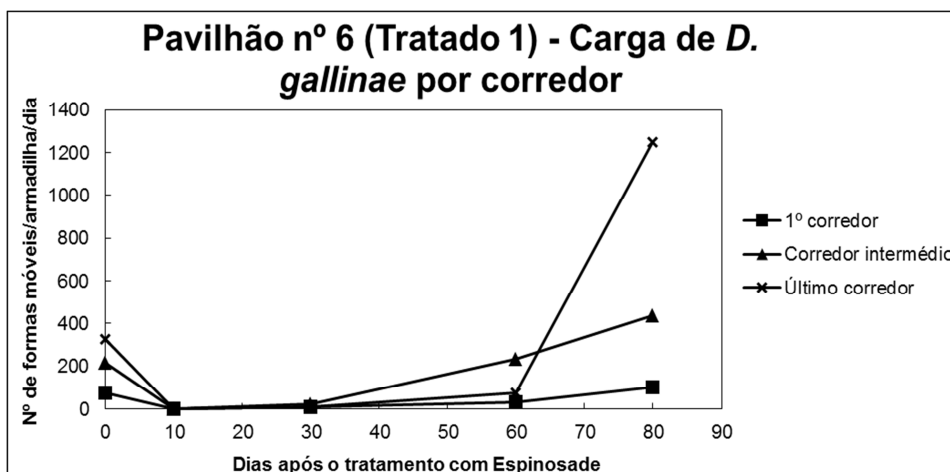


Gráfico 12 - Número de formas móveis de *Dermanyssus gallinae*, durante o ensaio de campo do espinosade, no pavilhão 6 (pavilhão tratado).

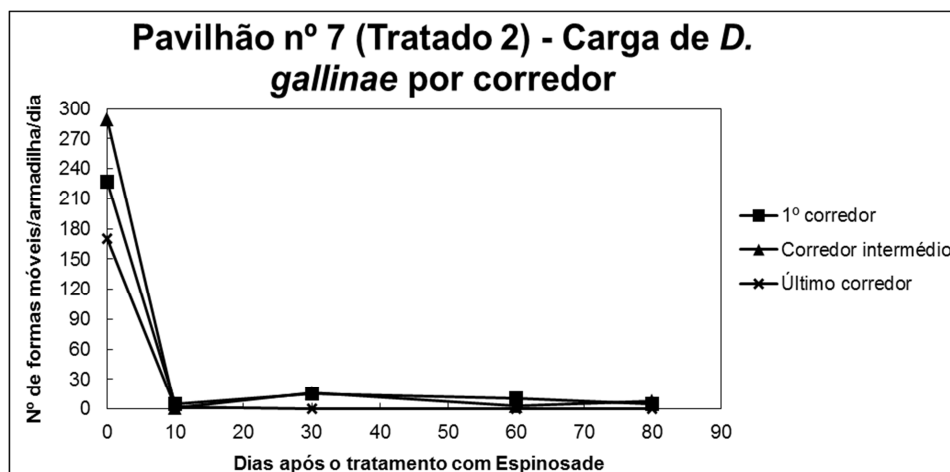


Gráfico 13 - Número de formas móveis de *Dermanyssus gallinae*, durante o ensaio de campo do espinosade, no pavilhão 7 (pavilhão tratado).

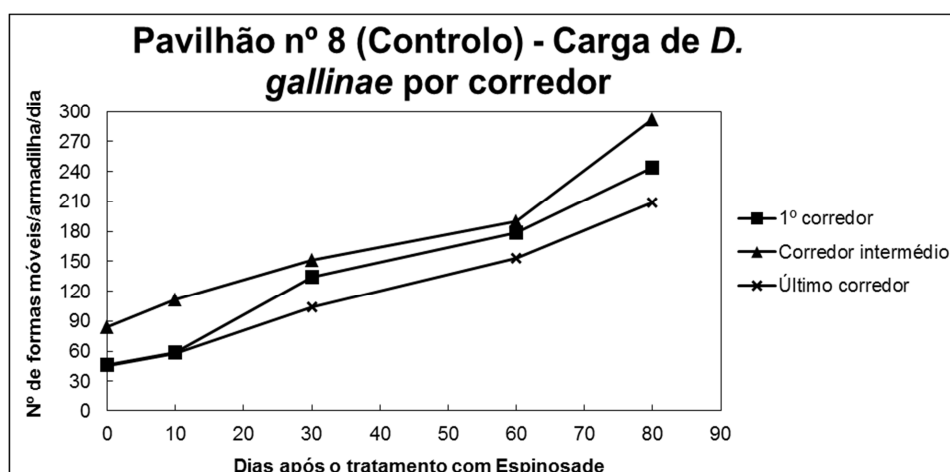


Gráfico 14 - Número de formas móveis de *Dermanyssus gallinae*, durante o ensaio de campo do espinosade, no pavilhão 8 (pavilhão controlo).

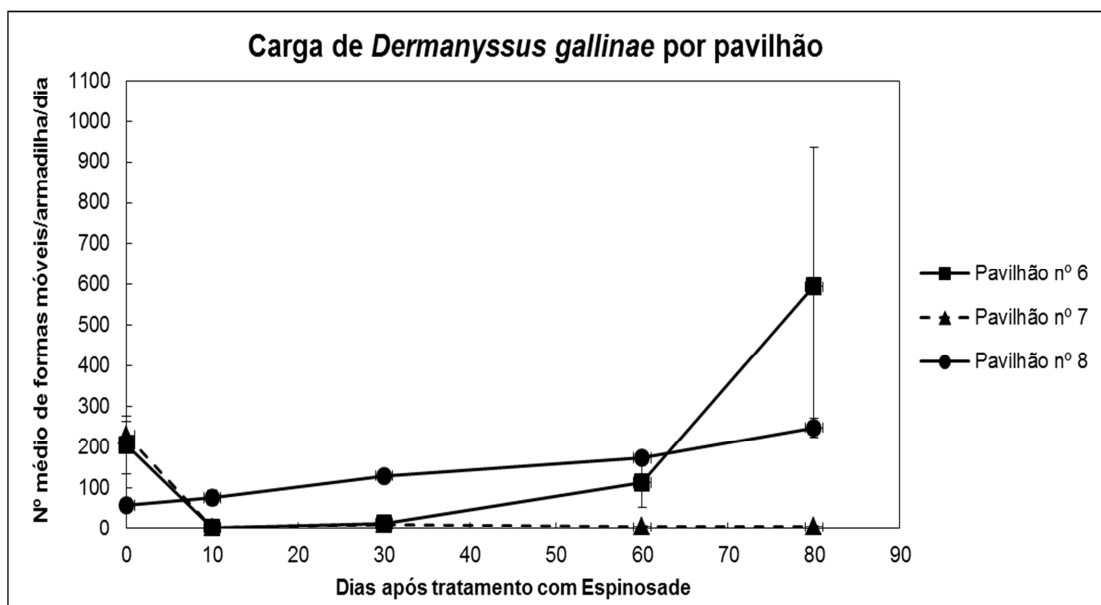


Gráfico 15 - Número médio de formas móveis de *Dermanyssus gallinae*, durante o ensaio de campo do espinosade, por pavilhão.

As contagens antes e depois da aplicação do espinosade demonstraram a existência de diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) como é demonstrado na Tabela 13.

4 Discussão

Determinação da carga parasitária de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões de postura de galinhas poedeiras em bateria.

Identificação dos ácaros e avaliação da eficácia das armadilhas

Para a realização deste estudo a primeira etapa, com a qual o autor se viu confrontado, foi a aquisição de conhecimentos com vista à identificação de ácaros da espécie *D. gallinae*, assim como à diferenciação de todas as fases evolutivas dos ácaros dessa mesma espécie. Para identificar *D. gallinae* o autor recorreu, primeiramente, a uma chave que permitisse identificar a família dos ácaros (Iturrondobeitia, 2004) e, de seguida, a uma chave que ajudasse a diferenciar os vários géneros e espécies da família Dermanyssidae (Moss, 1968), onde se incluía *D. gallinae*. Contudo, para a diferenciação entre as várias fases evolutivas do ciclo de vida de *D. gallinae*, não foi encontrada qualquer chave dicotómica, tendo sido, assim, criada uma chave (Anexo II) pelo autor com base nas suas observações pessoais e em dados publicados pelos autores Evans e Till (1965), Bishopp e Wood (1917) e Cunha (2008).

Depois de alcançada esta primeira etapa, foram então decididos os locais de recolha de amostras. Tendo em conta vários factores, entre os quais a representatividade amostral dos pavilhões e o tempo limitado para o decurso do estudo optou-se por colocar três armadilhas em cada pavilhão. Estas seriam colocadas, longitudinalmente, a meio do pavilhão e, transversalmente, uma em cada extremo e outra ao meio como representado no Anexo I. Outro factor importante para o desenvolvimento do estudo foi o facto de ser impraticável a contagem e diferenciação de todos os artrópodes recolhidos através das armadilhas. Deste modo, foram estabelecidos limites para se efectuarem diluições da amostra (Tabela 5), melhorando assim a operacionalidade do processo de contagem.

Neste trabalho foram utilizados sempre pavilhões com jaulas não melhoradas. É importante notar que a partir de Janeiro de 2012 não será possível a introdução de mais nenhum bando neste tipo de jaulas e, deste modo, os pavilhões terão de ser reformulados para a introdução de jaulas melhoradas. Estas jaulas têm no seu interior uma série de utensílios com vista ao melhoramento do bem-estar animal. Contudo, estes utensílios vão trazer mais locais para possíveis abrigos de *D. gallinae*. Desta forma, e de acordo com a experiência de quem já contacta com ele, este sistema tende a agravar os problemas de dermanissose. Este problema pode ainda ter consequências mais graves se se tiver em conta o panorama financeiro que afecta, invariavelmente, o sector da pecuária. Este facto pode levar a que, na hora de reformular os seus pavilhões, os avicultores optem por equipamentos usados que em muitos casos são uma das fontes de introdução da parasitose por *D. gallinae* nos pavilhões (Sparagano *et al.*, 2009).

No que diz respeito aos resultados obtidos na avaliação do período de colocação das armadilhas, os valores obtidos para o número de formas móveis, por armadilha e por dia, são, nitidamente, indicadores da inexistência de qualquer diferença estatisticamente significativa na capacidade, para capturar espécimes de *D. gallinae* por dia, entre armadilhas colocadas durante períodos de dois, quatro e seis dias consecutivos. Esta afirmação é verdadeira na comparação das armadilhas pavilhão a pavilhão, assim como na comparação global dos pavilhões. Estes resultados não são concordantes com os obtidos por Nordenfors e Chirico (2001), que referem a existência de um declínio na capacidade de aquisição de espécimes de *D. gallinae* após um pico alcançado aos dois dias de amostragem. É bastante provável, e até de todo lógico, que após um determinado período de tempo de amostragem a capacidade de retenção de ácaros por dia e por armadilhas, diminua devido à limitação desta. Contudo, como já foi referido, os dados obtidos no presente estudo não demonstram que esse período, após o qual existe o declínio da capacidade de aquisição, tenha sido totalmente verificado após seis dias de amostragem ou sequer que ele exista.

Se analisarmos, separadamente, os números de cada fase evolutiva de *D. gallinae* já se observam algumas diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$). Estas diferenças foram verificadas, principalmente, nas fases de ovo e de protoninfa, mas também, se bem que em menor número, na fase de larva e de fêmea adulta. No pavilhão nº 1 e nº 3 o número de ovos obtidos em armadilhas colocadas durante quatro e seis dias é, estatisticamente, superior ao número de ovos verificados em armadilhas com dois dias de colocação. Estes dados estão de acordo com as verificações de Nordenfors e Chirico (2001), que afirmam ter verificado grandes diferenças no número de ovos obtidos por armadilhas com períodos de colocação superiores a quatro dias. Estes resultados podem ser explicados recorrendo ao ciclo de vida de *D. gallinae*. Assim, tendo em conta que às temperaturas verificadas nos pavilhões (20 - 30 °C) o período de pré-ovoposição varia entre 12 a 48 horas, em armadilhas com dois dias de colocação existe muito menos fêmeas a realizar a ovoposição do que em armadilhas colocadas durante quatro ou seis dias.

Outro dado importante a ter em consideração é que períodos de colocação mais alargados permitem que as fêmeas realizem a ovoposição mais do que uma vez e que espécimes que, inicialmente, se encontravam em fases evolutivas inferiores evoluam, acasalem e, também, realizem a ovoposição dentro das armadilhas com maiores períodos de colocação. Estes aumentos são mais notáveis na fase de ovo, pois é uma fase imóvel e para ser encontrada dentro das armadilhas terá de ser, obrigatoriamente, através da ovoposição das fêmeas adultas capturadas.

No caso da fase larvar apenas se obtiveram diferenças, estatisticamente significativas ($p < 0,05$), no pavilhão nº 1. Neste pavilhão o número de larvas de *D. gallinae* obtido, por armadilha e por dia, foi, estatisticamente, diferente entre armadilhas colocadas durante dois

dias e armadilhas colocadas durante quatro dias, mas não o foi entre armadilhas colocadas durante dois e seis dias nem entre armadilhas colocadas durante quatro e seis dias. Este resultado pode dever-se ao facto de que entre os dois e os quatro dias de colocação tenham sido alcançadas ou mantidas durante mais tempo as condições óptimas para o desenvolvimento de *D. gallinae*, circunstância essa que já não se verificou antes dos dois dias e entre os quatro e os seis dias de colocação.

Na fase de protoninfa verificaram-se diferenças, estatisticamente significativas ($p < 0,05$), entre os valores obtidos em armadilhas com dois e seis dias de colocação, diferenças essas que já não se verificaram quer entre armadilhas com dois e quatro dias de colocação, quer entre armadilhas com quatro e seis dias de colocação. Esta fase evolutiva, tal como a fase de larva possui mobilidade reduzida, em grande parte devido ao seu reduzido tamanho em comparação com as fases evolutivas mais avançadas (Cunha, 2008). Deste modo, a sua capacidade para se esconder no interior das armadilhas é mais baixa, sendo que, por exemplo nestes dois casos, em armadilhas colocadas durante dois dias não foi encontrada qualquer protoninfa. Assim, é provável que algumas das protoninfas encontradas nestes locais em armadilhas colocadas durante quatro e seis dias tenham sido originadas através da evolução de fases anteriores do ciclo de vida de *D. gallinae*.

No pavilhão nº 3 verificou-se, ainda, uma diferença estatisticamente significativa ($p < 0,05$), entre o número de fêmeas adultas obtido em armadilhas com dois e quatro dias de colocação. Contudo, por essa diferença já não se verificar entre as armadilhas colocadas durante dois e quatro dias e entre as armadilhas colocadas durante quatro e seis dias, a explicação para este fenómeno torna-se pouco clara. É provável que estas diferenças tenham ocorrido, também, pela verificação de condições óptimas para o desenvolvimento de *D. gallinae* entre os dois e os quatro dias de colocação. Apesar de estas diferenças, na sua grande maioria, o número de fases evolutivas obtido em cada pavilhão não variou entre as armadilhas com diferentes períodos de colocação. Este facto é reforçado se compilarmos todos os dados de todos os pavilhões e os compararmos, não verificando, deste modo, quaisquer diferenças, estatisticamente significativas ($p < 0,05$), entre o número de cada fase evolutiva em armadilhas colocadas durante os períodos referidos. Sendo assim, para se poder afirmar, com certeza, que essas diferenças são reais e consistentes, mais amostras teriam de ser analisadas. Por enquanto, podemos afirmar, com alguma certeza, que estas diferenças não são representativas tendo em conta a globalidade dos dados obtidos.

Avaliação da carga parasitária de *Dermanyssus gallinae* por pavilhão

Na avaliação da carga parasitária de *D. gallinae* nos diferentes pavilhões foram encontradas diferenças substanciais entre os pavilhões em estudo. Essas diferenças foram mais notórias na 2ª exploração (pavilhão nº 3, nº 4 e nº 5) que na 1ª exploração (pavilhão nº 1 e nº 2) como está demonstrado na Tabela 9.

Através da análise dos valores foi possível verificar que existem diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre todos os pavilhões, à excepção dos pavilhões nº 2 e nº 4. Nestes dois pavilhões, apesar dos valores médios serem algo diferentes, as diferenças não são estatisticamente significativas ($p > 0,05$). Este facto pode ser explicado por no pavilhão nº 4, como se pode verificar na Tabela nº 10, os valores obtidos no primeiro corredor serem bastante superiores aos restantes corredores. Na interpretação do conjunto dos valores, o teste estatístico de Kruskal-Wallis indica que a carga parasitária encontrada nestes dois pavilhões tem a mesma magnitude.

Quanto aos restantes três pavilhões, todos eles apresentam cargas parasitárias de *D. gallinae* bastante diferentes entre si. Assim, o pavilhão nº 1 apresenta uma carga de formas móveis média de 164 formas e sendo da mesma exploração do pavilhão nº 2, exibe uma carga estatisticamente ($p < 0,05$) inferior a este. Estando o pavilhão nº 1 localizado num piso superior em relação ao pavilhão nº 2, as diferenças encontradas entre estes pavilhões podem residir, essencialmente, neste aspecto. Um pavilhão colocado a uma maior altitude, como é o caso do pavilhão nº 1, faz com que este seja mais susceptível aos ventos e às mudanças de temperatura do que o pavilhão nº 2, que se encontra abrigado pela vegetação envolvente. Este facto fez com que ao longo dos bandos a população de *D. gallinae* se concentrasse mais no pavilhão nº 2 do que no nº 1. Outra possível causa para estas diferenças, pode ter sido a eficácia com que foram executadas as medidas de controlo nestes pavilhões. No entanto, visto serem da mesma exploração e as medidas de controlo contra *D. gallinae*, como o tratamento do bando com solução antiparasitária ou o vazio sanitário, tendem a ser semelhantes e sem diferenças que possam ser uma causa consistente desta discrepância. Desta forma, é provável que as diferentes localizações dos dois pavilhões seja mesmo a principal responsável pelas diferenças encontradas nas cargas de formas móveis de *D. gallinae* entre eles.

Os pavilhões nº 3 e nº 5, sendo de outra exploração, são pavilhões com uma carga parasitária de formas móveis bastante inferior à do pavilhão nº 4 (dentro da mesma exploração), ou à dos pavilhões nº 1 e nº 2. Existem várias justificações para estas ocorrências. No caso do pavilhão nº 3, a sua altitude superior relativamente ao pavilhão nº 4 pode, tal como no caso da primeira exploração, justificar parte das diferenças encontradas no número médio de formas móveis de *D. gallinae* entre estes pavilhões. Apesar de ser, também, pouco provável as diferenças na aplicação das medidas de profilaxia entre o pavilhão nº 3 e nº 4 pode justificar, igualmente, parte destas diferenças.

Contudo, segundo as observações do autor, a diferença mais evidente entre as condições ambientais existentes era a presença de um número anormal de aranhas no pavilhão nº 3 quer em relação ao pavilhão nº 4, quer mesmo em relação a todos os outros pavilhões. Apesar de, até então, não terem sido descritas como inimigas naturais de *D. gallinae*, as aranhas têm sido “acusadas” de se alimentarem de ácaros (Aguiar-Menezes, Aquino,

Correia & Menezes, 2007). Assim, é provável que o elevado número destes aracnídeos seja o principal factor para que a população de *D. gallinae* se mantenha controlada e em níveis bastante baixos.

O pavilhão nº 5 foi, de entre todos os pavilhões incluídos no estudo, aquele em que o autor verificou a menor taxa de formas móveis de *D. gallinae*. Neste pavilhão, e durante os períodos em que o autor o visitou, não foi observado qualquer espécime visível de *D. gallinae*, tendo apenas sido observados poucos espécimes em algumas (poucas) das armadilhas recolhidas neste pavilhão. Este pavilhão apresenta algumas características particulares em relação ao local onde se encontra. Apesar de se localizar dentro da mesma exploração dos pavilhões nº 3 e nº 4, localiza-se no cimo da encosta. Deste modo, a sua altitude e todos os factores inerentes a este facto (velocidade do ar, temperatura, etc...) favorecem a ausência de números visíveis de *D. gallinae*. Outra particularidade deste pavilhão é que, apesar de pertencer à mesma exploração que o pavilhão nº 3 e nº 4, se encontra ligeiramente distanciado dos demais (cerca de 50 metros) e a sua construção é mais recente, factos que podem, também, justificar a ausência de formas móveis de *D. gallinae* nele visíveis.

Todos estes factores parecem influenciar grandemente a presença de *D. gallinae* neste pavilhão. A experiência comunicada pelos trabalhadores que lidam diariamente com este pavilhão leva-os a afirmar que neste local e, bando após bando, os problemas patológicos quer por *D. gallinae* quer por outro agente patológico têm sido raríssimos e os desempenhos produtivos elevados.

Assim, numa fase inicial, tendo em conta o número médio de formas móveis de *D. gallinae*, podemos classificar os pavilhões em estudo em quatro grupos. Desta forma, temos o pavilhão nº 5 com uma carga nula de formas móveis de *D. gallinae*, o pavilhão nº 3 com uma carga baixa, o pavilhão nº 1 com uma carga média e os pavilhões nº 2 e nº 4 com uma carga alta. (Tabela 9 e Gráfico 4)

Quando comparamos os pavilhões tendo por base não o número de formas móveis de *D. gallinae* mas o número de indivíduos de cada fase evolutiva, os resultados são semelhantes com algumas particularidades que devem ser ressaltadas.

Na fase de ovo, deutoninfa e fêmea todas as diferenças verificadas na avaliação do número de formas móveis de *D. gallinae* são mantidas à excepção das diferenças verificadas entre o pavilhão nº 1 e nº 2. Nestas fases evolutivas essas diferenças estatisticamente significativas não existem e os valores médios, apesar de diferentes, não o são no que respeita à sua magnitude. Apesar desta situação se verificar na maioria das fases evolutivas onde existem mais indivíduos, os machos ainda mantém a diferença estatisticamente significativa ($p < 0,05$) entre o pavilhão nº 1 e nº 2.

No entanto, se compararmos os valores do número de espécimes nesta fase evolutiva encontrados nos pavilhões nº 1 e nº 2, com os valores do número de ovos de *D. gallinae*

encontrados verificam-se que são bastante semelhantes e que se o número de amostras recolhidas aumentasse, possivelmente essas discrepâncias acabariam por se esbater.

Desta forma, tendo em conta as fases com maior representatividade (deutoninfas e fêmeas adultas), e com o suporte do número de ovos, podemos pensar que o pavilhão nº 1 se encontra num nível médio alto e que o pavilhão nº 2 se encontra num nível alto baixo. Nas fases evolutivas de larva e protoninfa apenas se verificaram diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre o pavilhão nº 5 e os restantes.

Como já foi referido anteriormente, as larvas e as protoninfas são fases com menor mobilidade e este facto pode justificar a sua presença em menor número nas armadilhas. Deste modo, existindo um número médio não muito elevado destas fases em todas amostras, o teste estatístico tende a classificá-los como estatisticamente semelhantes. A excepção é o pavilhão nº 5 onde não foram verificados quaisquer espécimes destas fases evolutivas.

Os resultados apresentados na Tabela 11 e no Gráfico 6 para a avaliação da carga parasitária de *D. gallinae* em cada pavilhão e por corredor também apresentaram algumas variações. Na primeira exploração, nos pavilhões nº 1 e nº 2 não se observam diferenças estatisticamente significativas entre os corredores. Este resultado semelhante é esperado pois estes pavilhões são construídos segundo o mesmo modelo, tendo os filtros de entrada de ar na parede adjacente ao último corredor. Deste modo, apesar do pavilhão nº 2 ter uma carga parasitária geral de *D. gallinae* superior ao pavilhão nº 1, essa carga parece distribuir-se de forma homogénea apesar de ligeiramente superior no centro deste. No centro do pavilhão as temperaturas tendem a ser mais estáveis, a luminosidade, assim como a velocidade do ar, são menores, e, desta forma, as condições tornam-se mais propícias ao desenvolvimento do ácaro. Todavia, esta provável melhoria das condições óptimas de desenvolvimento de *D. gallinae* no centro do pavilhão não é suficiente para produzir diferenças estatisticamente significativas perante os outros corredores.

No pavilhão nº 3, as fases de protoninfa, deutoninfa e adulto macho e fêmea apresentam algumas diferenças estatisticamente significativas entre os vários corredores. Enquanto que na fase de protoninfa o número médio de espécimes no primeiro corredor é estatisticamente ($p < 0,05$) superior aos outros dois corredores, nas restantes fases acima referidas, as diferenças entre o primeiro e o último corredor ($p < 0,05$) são estatisticamente significativas mas já não o são nem entre o primeiro e o corredor intermédio nem entre o corredor intermédio e o último corredor em relação a todas as fases evolutivas. Estes dados são evidenciados quando verificamos que também no número médio de formas móveis de *D. gallinae* existem diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre o primeiro e o último corredor. A disposição deste pavilhão, assim como do pavilhão nº 4, é um pouco diferente da dos restantes pois o fluxo de ar é feito ao longo do pavilhão e não

transversalmente a este visto os filtros de entrada de ar se encontrarem na parede oposta à porta de entrada e as ventoinhas extractoras de ar na parede da porta de entrada.

A justificação para que a densidade de *D. gallinae* seja superior no primeiro corredor em relação aos restantes, e, em particular, ao centro do pavilhão não é simples de obter. Uma das justificações possíveis é o facto do primeiro corredor, por ser aquele que se situa imediatamente em frente à porta, e, por essa razão, não ter uma ventoinha no seu alinhamento, não possuindo um fluxo de ar tão forte como os restantes corredores, favorecendo, portanto, o desenvolvimento de *D. gallinae*.

Neste pavilhão, assim como no pavilhão nº 4, o fluxo de ar tende a ser mais uniforme em todos os corredores visto não existirem barreiras físicas, formadas pelas gaiolas, como nos outros pavilhões. Apesar de tudo, o corredor intermédio tende a ser mais termoestável e mais escuro que os restantes. Esta diferença leva a que a população de *D. gallinae* seja superior neste local em comparação com o último corredor, mas não justifica o menor número de *D. gallinae* no corredor intermédio em comparação com o primeiro. Este facto pode ser justificado, em conjunto com a velocidade do ar, por ser o que se encontra mais próximo do pavilhão nº 4. Apesar de existir um espaço de cerca de 10 metros a separá-los pode acontecer que haja algum tipo de migração de espécimes de *D. gallinae* do pavilhão nº 4 para o pavilhão nº 3. No pavilhão nº 4, assiste-se a uma diferença em relação ao pavilhão nº 3, baseada no facto de o último corredor (aquele que se situa mais perto do pavilhão nº 3) apresentar mais alguns espécimes em média que o corredor intermédio. Tendo em conta que as paredes laterais dos pavilhões apresentavam aberturas laterais superiores para o espaço livre rodeante, onde, por sua vez, são despejados os excrementos das galinhas, é provável que estes excrementos arrastem consigo bastantes espécimes de *D. gallinae*. Deste modo, esta poderá ser uma das causas para a maior quantidade de ácaros.

Por outro lado, no pavilhão nº 4, encontrava-se um maior número de espécimes de *D. gallinae* no primeiro corredor. No entanto, e pelo facto da porta de entrada neste pavilhão ser lateral e o fluxo de ar uniforme, é sugerido pelo autor que este facto tenha pouca ou nenhuma influência. Assim, e segundo observações do autor, é possível que esta diferença tão grande de valores encontrados no primeiro corredor do pavilhão nº 4, quando comparada com os restantes corredores, se deva, neste corredor, às armadilhas terem sido colocadas bastante próximas de um ninho de *D. gallinae*, pelo facto dos locais de colocação das mesmas terem sido pré-estabelecidos. Nestas circunstâncias, foram observadas diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as formas de maior mobilidade (deutoniña, adultos machos e fêmeas) e o geral de formas móveis, no primeiro corredor em comparação com os restantes. Porém, estas diferenças já não foram estatisticamente significativas ($p > 0,05$) quando comparado o corredor intermédio com o último corredor.

Quanto ao pavilhão nº 5, os valores do número médio de espécimes não apresentam diferenças consideradas estatisticamente significativas, exceptuando o número de

espécimes de fêmeas adultas entre o primeiro e o último corredor. Contudo, por serem valores bastante baixos (0,1 e 0,5, no primeiro e no último corredores, respectivamente) é provável que sejam devidos à interpretação das variações no intervalo de dados de cada corredor feita pelo teste estatístico de Kruskal-Wallis. Deste modo, se se considerar o número geral de formas móveis, assim como para as restantes fases evolutivas com excepção das fêmeas adultas, verifica-se que este pavilhão não apresenta diferenças estatisticamente significativas ($p > 0,05$) entre o número de espécimes presentes em cada um dos corredores. Ao observar os Gráficos 7 a 11 é possível concluir que as diferenças entre os números de espécimes em cada fase do ciclo de vida de *D. gallinae*, se mantêm relativamente constantes entre os vários corredores do mesmo pavilhão.

Pesquisa de *Salmonella* spp. em amostras de *Dermanyssus gallinae* em galinhas poedeiras em bateria

Em conjunto como os problemas causados directamente por *D. gallinae*, a sua capacidade para servir de vector a vários agentes patogénicos é também um factor a ter em consideração neste tipo de parasitose. Dentro do grupo de doenças que podem ser transmitidas através de *D. gallinae* a salmonelose é, sem dúvida, aquela em que há mais informação, em particular em relação a *Salmonella* Enteritidis. Este serovar foi isolado, por Moro *et al.* (2009), de amostras de *D. gallinae* de pavilhões que já tinham estado infectados por *Salmonella* Enteritidis. Neste trabalho os resultados obtidos na pesquisa de *Salmonella* spp. foram todos negativos. Contudo, houve uma colónia suspeita de *Salmonella* spp. em que foi necessário recorrer ao API-20E. Este teste veio a comprovar, contudo, a negatividade da amostra. Era espectável a obtenção destes resultados pois, desde 2008, quando foi instalado o Plano Nacional de Controlo das Salmonelas em bandos de galinhas poedeiras, todos os bandos com amostras positivas têm de ser isolados e este era um bando classificado como negativo para a salmonelose pelo plano de amostragem oficial. Neste plano estão contemplados dois métodos de amostragem, um através da recolha de amostras ambientais, como poeiras, onde estão incluídos os ácaros, e outro através da recolha de fezes, adoptado pela maioria das explorações.

O método utilizado pelo autor para efectuar a recolha de *D. gallinae*, que comporta consigo também alguma poeira, corresponde, aproximadamente, ao primeiro método descrito. Tendo os resultados sido negativos, cabe ao autor salientar que a aplicação do Plano Nacional de Controlo das Salmonelas nos pavilhões em estudo terá sido um sucesso.

Avaliação da eficácia do princípio activo espinosade, em ensaio de campo, no controlo de *Dermanyssus gallinae* em pavilhões de postura

Um dos grandes desafios de hoje para um avicultor de produção de ovos é o controlo de *D. gallinae*. Com o aumento do número de resistências aos acaricidas comuns e da

preocupação com a presença de resíduos nos ovos, têm surgido algumas substâncias alternativas, entre os quais se inclui o espinosade usado neste estudo. Na aplicação do espinosade foi preferido o sistema de aplicação manual em detrimento de um sistema semiautomático (coluna de pulverização) pois, desta forma, foi possível uma maior cobertura de todas as superfícies das jaulas e das aves com a suspensão antiparasitária. A concentração máxima de espinosade, usada no ensaio, foi escolhida tendo por base a alta carga parasitária de *D. gallinae* presente nos pavilhões em estudo (>200 formas móveis/armadilha/dia) e o facto destes pavilhões estarem, cronicamente, afectados por problemas de dermanissose. A escolha dos dias de recolhas de amostras no ensaio de campo do espinosade teve por base vários objectivos. A amostragem feita ao dia 0, realizada antes da aplicação do antiparasitário, permitiu determinar a carga inicial média, dos pavilhões, em *D. gallinae*. Posteriormente, foi feita uma recolha de amostras aos dez dias após a aplicação do espinosade. Tendo em conta que o produto utilizado (Elector[®]) é um biopesticida de acção retardada, ou seja, causa paralisia progressiva e perda de fluídos corporais nos ácaros surgindo a morte ao fim de três a cinco dias (boletim técnico do Elector[®]), foi feita uma recolha de amostras aos dez dias para se esclarecer qual seria o efeito inicial do espinosade na população de *D. gallinae* existente nos pavilhões. Outra das características do Elector[®] é o seu poder residual alargado. Este produto é capaz de controlar a população de *D. gallinae* em média por um período de 60 dias após a sua aplicação, podendo este período prolongar-se até às 12 semanas (boletim técnico do Elector[®]). Assim, decidiu-se efectuar uma recolha de amostras no fim do período médio de acção do Elector[®] (60 dias após a aplicação) e outra recolha a meio deste período (30 dias após a aplicação). A amostragem feita aos 80 dias após a aplicação foi decidida após se verificar que a população de *D. gallinae* do pavilhão nº 7 se mantinha controlada em níveis baixos (média de 4,3 formas móveis/armadilha/dia) ao fim dos 60 dias após a aplicação.

Os resultados obtidos neste ensaio foram reveladores da eficácia deste composto no combate a *D. gallinae*. Este facto é evidente quando se observam as quebras substanciais e estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre a população inicial de *D. gallinae* antes da aplicação do espinosade e a população de *D. gallinae* dez dias após a aplicação deste produto (99,4% e 98,8% de quebra no número de espécimes recolhidos, no pavilhão nº 6 e nº 7, respectivamente). Este resultado é ainda mais claro pelo facto que no mesmo período o pavilhão nº 8, usado no ensaio como controlo, aumentou a sua população de *D. gallinae*, em 3%. É provável que este aumento tenha como causa as condições meteorológicas que se fizeram sentir neste período e que permitiram que no interior deste pavilhão, fossem atingidas as condições óptimas para o desenvolvimento de *D. gallinae*.

Todavia, apesar desta quebra inicial bastante acentuada e semelhante nos pavilhões nº 6 e nº 7, o comportamento das populações de *D. gallinae* presentes nestes pavilhões variou bastante no decorrer do ensaio. Como referido no boletim técnico do produto, o Elector[®] é

capaz de manter a população de *D. gallinae* em níveis baixos, através do seu poder residual, por períodos de, em média, 60 dias após a aplicação do produto. No pavilhão nº 7, este poder residual foi alargado, havendo, ainda, uma população bastante reduzida de *D. gallinae* ao fim de 80 dias desde a aplicação. No entanto, no pavilhão nº 6, a população de *D. gallinae* manteve-se controlada até 30 dias após a aplicação do produto, porém as amostras recolhidas após 60 dias da aplicação demonstraram que, apesar da população se manter bastante mais baixa (inferior em 45% à população inicial) esta diferença já não foi estatisticamente significativa ($p > 0,05$). As amostras recolhidas neste pavilhão ao fim de 80 dias após o tratamento demonstram um grande crescimento da população de *D. gallinae* para valores acima dos registados inicialmente.

Assim, podemos verificar que a eficácia do Elector® é significativa ($p < 0,05$) no pavilhão nº 6 até mais de 30 dias desde a aplicação do produto, e no pavilhão nº 7 até pelo menos 80 dias após o início do tratamento.

Na análise destes resultados, deve-se ter em conta que durante o período do ensaio as temperaturas favoreceram o desenvolvimento e o aumento populacional de *D. gallinae* comprovado pelo aumento populacional do ácaro vermelho das galinhas no pavilhão controlo (pavilhão nº 8). Ainda assim, verificaram-se diferenças entre os dois pavilhões tratados. Pelas observações efectuadas no local concluiu-se que no pavilhão nº 7 a velocidade do ar circulante era bastante mais alta que no pavilhão nº 6.

Outro factor que pode ter algum efeito nesta diferença é o menor número de outros aracnídeos (aranhas) no pavilhão nº 6 em comparação com o pavilhão nº 7. É provável que estes aracnídeos (aranhas), como foi já referido, possam ter algum efeito no controlo das populações de *D. gallinae* actuando como inimigos naturais destes (Aguiar-Menezes *et al.*, 2007).

Durante este ensaio foi também observada, no pavilhão nº 6, também, uma quebra acentuada das populações de moscas domésticas nele existentes. Observações semelhantes foram também descritas pelas pessoas que frequentaram o pavilhão nº 7 no período após a aplicação do Elector®, embora em menor grau quando comparadas com o pavilhão nº 6. Estes acontecimentos são normais pois o Elector® tem referido no seu boletim técnico o efeito contra as moscas domésticas (*Musca domestica*).

Por tudo isto, no global, pudemos observar a elevada eficiência do Elector® no combate a *D. gallinae* bem como o seu poder residual alargado recorrendo somente a uma aplicação feita perante condições favoráveis ao crescimento populacional de *D. gallinae*. Assim, em conjunto com outras estratégias de combate a esta parasitose, o espinosade (Elector®) pode ser um dos componentes de um sistema de gestão integrada de parasitoses que tem sido reconhecido como um dos caminhos com maiores perspectivas de sucesso no futuro (Harrington *et al.*, 2011).

5 Conclusão

Os artrópodes da espécie *D. gallinae* representam um dos grandes problemas da avicultura de produção de ovos da actualidade e desta forma o seu controlo apresenta-se como um dos grandes desafios da actualidade avícola.

Neste trabalho verificou-se que grande parte dos pavilhões estudados estavam infestados, em maior ou menor grau, por *D. gallinae*. Contudo, apenas em três deles a carga parasitária foi considerada relevante do ponto de vista prático. Nos restantes, um possuía uma carga parasitária baixa, enquanto que no outro, por se ter verificado um número insignificativo de espécimes, foi considerado isento de ácaros. Na generalidade dos pavilhões, não se verificaram diferenças na carga parasitária de *D. gallinae* entre os vários locais de colocação das armadilhas.

Concluiu-se também que, durante o período em estudo, os ácaros da espécie *D. gallinae* provenientes dos pavilhões estudados não eram portadores de *Salmonella* spp..

Foi demonstrada, igualmente, a eficácia do composto activo espinosade quer contra *D. gallinae*, quer contra, e apesar de não ter sido essa a finalidade da sua aplicação, as moscas domésticas.

Como perspectivas futuras, seria importante alargar o estudo da determinação da carga parasitária, da pesquisa de salmonela e da avaliação de novos acaricidas e biopesticidas contra *D. gallinae* num número mais alargado de pavilhões, e avaliar a prevalência desta parasitose no panorama nacional avícola quer de produção de ovos, quer nas suas outras variantes.

Parte V: Referências Bibliográficas

- Aguiar-Menezes, E. d. L., Aquino, A. M. d., Correia, M. E. F. & Menezes, E. B. (2007). Ácaros: taxonomia, bioecologia e sua importância agrícola. *Embrapa*, 240, 20 - 21.
- Auger, P., Nantel, J., Meunier, N., Harrison, R. J., Loiselle, R. & Gyorkos, T. W. (1979). Skin acariasis caused by *Dermanyssus gallinae* (De Geer): an in-hospital outbreak. *CMA Journal*, 120, 700 - 703.
- Bartley, F., Nisbet, A. J., Offer, J. E., Sparks, N. H. C., Wright, H. W. & Huntley, J. F. (2009). Histamine release factor from *Dermanyssus gallinae* (De Geer): characterization and *in vitro* assessment as a protective antigen. *International Journal for Parasitology*, 39, 447 - 456.
- Bishopp, F. C. & Wood, H. P. *Mites and lice on poultry*. Washington, D.C.: Washington - Government Printing Office.
- Cencek, T. (2003). Prevalence of *Dermanyssus gallinae* in poultry farms in Silesia region in Poland. *Bulletin of Veterinary Institute Pulawy*, 47, 465 - 469.
- Chauve, C. (1998). The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): current situation and future prospects for control. *Veterinary Parasitology*, 79, 239 - 245.
- Cunha, L. M. (2008). *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) (De Geer, 1778): colonização e resposta de protoninfas alimentadas a correntes de ar e a odores de extratos de ácaros co-específicos em olfâmetro discriminante. Dissertação de Mestrado em Ciência Animal. Belo Horizonte: Escola de Veterinária - Universidade Federal de Minas Gerais.
- Dolinski, C. & Lacey, L. A. (2007). Microbial control of arthropod pest of tropical tree fruit. *Neotropical Entomology*, 36, 161 - 179.
- Durden, L. A., Linthicum, K. J. & Monath, P. (1993). Laboratory transmission of eastern equine encephalomyelitis virus to chickens by chicken mites (Acari). *Journal of Medical Entomology*, 9, 118 - 121.
- Entrekin, D. L. & Oliver, J. H. (1982). Aggregation of the chicken mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 19, 671 - 678.
- Evans, G. O. & Till, W. M. (1965). Studies on the british Dermanyssidae (Acari: Mesostigmata). *Bulletin of the British Museum (Natural History): Zoology*, 13 (8), 249 - 293.
- Fiddes, M. D., Le Gresley, S., SParsons, D. G., Epe, C., Coles, G. C. & Stafford, K. A. (2005). Prevalence of the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) in England. *The Veterinary Record*, 157, 233-235.
- Fuentes, M. V., Sainz-Elípe, S., Sáez-Durán, S. & Galán-Puchades, M. T. (2009). Human ectoparasitism due to the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, in the city of Valencia (Spain) and its surroundings. *Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología*, 68 (2), 188 - 191.
- George, D. R., Sparagano, O. A. E., Port, G., Okello, E., Shiel, R. S. & Guy, J. H. (2010). Environmental interactions with the toxicity of plant essential oils to the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Medical and Veterinary Entomology*, 24 (1), 1 - 8.

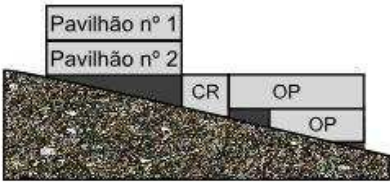
- Harrington, D. W. J., George, D. R., Guy, J. H. & Sparagano, O. A. E. (2011). Opportunities for integrated pest management to control the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *World's Poultry Science Journal*, 67, 83 - 93.
- Iturrondobeitia, J. C. (2004). Ácaros. In J. A. Barrientos (Ed.), *Curso práctico de entomología*. (pp. 235 - 252). Alicante: A. E. d. Entomología
- Jackson, J., Friberg, I., Bolch, L., Lowe, A., Ralli, C., Harris, P., Behnke, J. & Bradley, J. (2009). Immunomodulatory parasites and toll-like receptor-mediated tumour necrosis factor alpha responsiveness in wild mammals. *BMC Biology*, 7 (1), 16.
- Kilpinen, O. (2001). Activation of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae), by increasing temperatures. *Experimental and Applied Acarology*, 25, 859 - 867.
- Kilpinen, O. (2005). How to obtain a bloodmeal without being eaten by a host: the case of poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *Physiological Entomology*, 30 (3), 232 - 240.
- Kilpinen, O., Roepstorff, A., Nfrgaard, G., Lawson, L. G. & Simonsen, H. B. (2010). Influence of *Dermanyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). *British Poultry Science*, 46 (1), 26 - 34.
- Kim, S.-I., Yi, J.-H., Tak, J.-h. & Ahn, Y.-J. (2004). Acaricidal activity of plant essential oils against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Veterinary Parasitology*, 120 (4), 297 - 304.
- Kim, S.-I., Na, Y.-E., Yi, J.-H., Kim, B.-S. & Ahn, Y.-J. (2007). Contact and fumigant toxicity of oriental medicinal plant extracts against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Veterinary Parasitology*, 145 (3-4), 377 - 382.
- Kirkwood, A. C. (1967). Anaemia in poultry infested with the red mite *Dermanyssus gallinae*. *The Veterinary Record*, 80 (17), 514 - 516.
- Kirst, H. A. (2010). The spinosyn family of insecticides: realizing the potential of natural products research. *The Journal of Antibiotics*, 63, 101 - 111.
- Koenraadt, C. & Dicke, M. (2010). The role of volatiles in aggregation and host-seeking of the haematophagous poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Experimental and Applied Acarology*, 50 (3), 191 - 199.
- Lundh, J., Wikteliu, D. & Chirico, J. (2005). Azadirachtin-impregnated traps for the control of *Dermanyssus gallinae*. *Veterinary Parasitology*, 130 (3-4), 337 - 342.
- Magdas, C., Chirilă, F., Fit, N., Criste, A. & Baci, H. (2006). Epidemiologic study of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) infestation in birds, from three localities on Cluj area. *Buletin USAMV-CN*, 63, 309- 314.
- Maurer, V. & Perler, E. (2006) Silicas for control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Proceedings of the European Joint Organic Congress*, Odense, Denmark, pp 504 - 505.
- Maurer, V., Perler, E. & Heckendorn, F. (2009). In vitro efficacies of oils, silicas and plant preparations against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. In *Control of Poultry Mites (Dermanyssus)*. (pp. 31 - 41).
- Miles, J. A. R. (1960). Epidemiology of the arthropod-borne encephalitides. *Bulletin - World Health Organization*, 22, 339 - 371.

- Moro, C. V., Chauve, C. & Zenner, L. (2007a). Experimental infection of *Salmonella* Enteritidis by the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *Veterinary Parasitology*, 146, 329 - 336.
- Moro, C. V., Fravallo, P., Amelot, M., Chauve, C., Zenner, L. & Salvat, G. (2007b). Colonization and organ invasion in chicks experimentally infected with *Dermanyssus gallinae* contaminated by *Salmonella* Enteritidis. *Avian Pathology*, 36 (4), 307 - 311.
- Moro, C. V., Luna, C. J. D., Tod, A., Guy, J. H., Sparagano, O. A. E. & Zenner, L. (2009). The poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*): a potential vector of pathogenic agents. *Experimental & Applied Acarology*, 48, 93 - 104.
- Moss, W. W. (1968). An illustrated key to the species of the acarine genus *Dermanyssus* (Mesostigmata: Laelapoidea: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 5 (1), 67 - 84.
- Mul, M., Van Niekerk, T., Chirico, J., Maurer, V., Kilpinen, O., Sparagano, O., Thind, B., Zoons, J., Moore, D., Bell, B., Gjevre, A.-G. & Chauve, C. (2009). Control methods for *Dermanyssus gallinae* in systems for laying hens: results of an international seminar. *World's Poultry Science Journal*, 65 (04), 589 - 600.
- Mul, M. F. & Koenraadt, C. J. M. (2009). Preventing introduction and spread of *Dermanyssus gallinae* in poultry facilities using the HACCP method. *Experimental and Applied Acarology*, 48, 167 - 181.
- Mullen, G. R. & Durden, L. A. (2009). *Medical and veterinary entomology*. (2nd ed.). London: Academic Press.
- Nakamae, H., Fujisaki, K., Kishi, S., Yashiro, M., Oshiro, S. & Furuta, K. (1997). The new parasitic ecology of chicken mites *Dermanyssus gallinae*, parasitizing and propagating on chickens even in the daytime. *Japanese Poultry Science*, 34 (2), 110 - 116.
- Nordenfors, H., Höglund, J. & Uggla, A. (1999). Effects of temperature and humidity on oviposition, molting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Medical Entomology*, 36 (1), 68 - 72.
- Nordenfors, H. & Hoglund, J. (2000). Long term dynamics of *Dermanyssus gallinae* in relation to mite control measures in aviary systems for layers. *British Poultry Science*, 41 (5), 533 - 540.
- Nordenfors, H. & Chirico, J. (2001). Evaluation of a sampling trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). *Journal of Economic Entomology*, 96 (6), 1617-1621.
- Sikes, R. K. & Chamberlain, R. W. (1954). Laboratory observations on three species of bird mites. *Journal of Parasitology*, 40, 691 - 697.
- Siljander, E., Gries, R., Khaskin, G. & Gries, G. (2008). Identification of the airborne aggregation pheromone of the common bed bug, *Cimex lectularius*. *Journal of Chemical Ecology*, 34 (6), 708 - 718.
- Smith, M. G., Blattner, R. J. & Heys, F. M. (1947). St. Louis encephalitis: transmission of virus to chickens by infected mites *Dermanyssus gallinae* and resulting viremia as source of virus for infection of mites. *The Journal of Experimental Medicine*, 86 (3), 229 - 237.

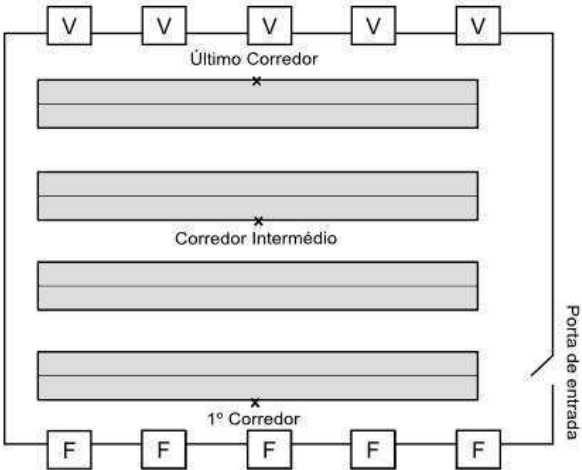
- Sparagano, O., Pavlicevic, A., Murano, T., Camarda, A., Sahibi, H., Kilpinen, O., Mul, M., Emous, R. v., Bouquin, S. L., Hoel, K. & Cafiero, M. A. (2009). Prevalence and key figures for the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* infections in poultry farm systems. *Experimental & Applied Acarology*, 48, 3 - 10.
- Steenberg, T. & Kilipinen, O. (2003). Fungus infection of the chicken mite *Dermanyssus gallinae*. *IOBC/wprs Bulletin*, 26, 23 - 26.
- Steenberg, T., Kilpinen, O. & Moore, D. (2006). Fungi for control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. Proceedings of the international workshop "Implementation of biocontrol in practice in temperate regions - present and near future". *DIAS report*, 119, 71 - 74.
- Tucci, E. C., Guimarães, J. H., Bruno, T. V., Gama, N. M. S. Q. & Santos, A. M. M. (1998). Ocorrência de ácaros hematófagos em aviários de postura no estado de São Paulo. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 7 (1), 71 - 78.
- Tucci, E. C., Prado, A. P. & Araújo, R. P. (2008). Development of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) at different temperatures. *Veterinary Parasitology*, 155, 127 - 132.
- Willandsen, P. (2004). Anti-tick vaccines. *Parasitology*, 129, 367 - 387
- Zeman, P. (1988). Surface skin lipids of birds — a proper host kairomone and feeding inducer in the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. *Experimental and Applied Acarology*, 5 (1), 163 - 173.

Anexo I - Esquema dos pavilhões das explorações 1 e 2

Exploração 1



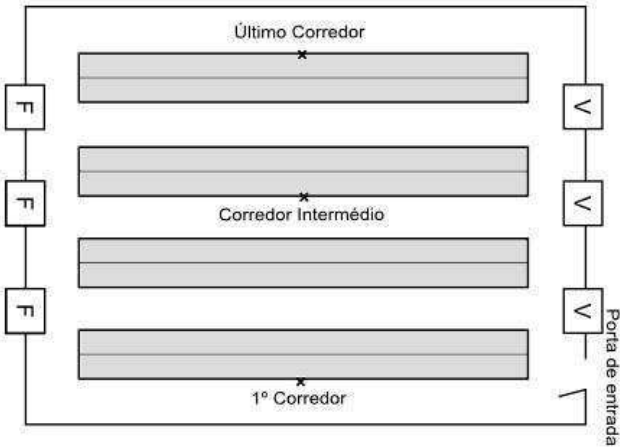
Pavilhão nº 1 e nº 2



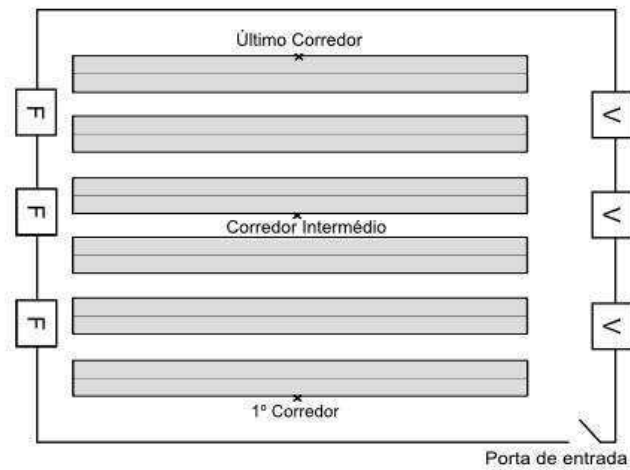
Exploração 2



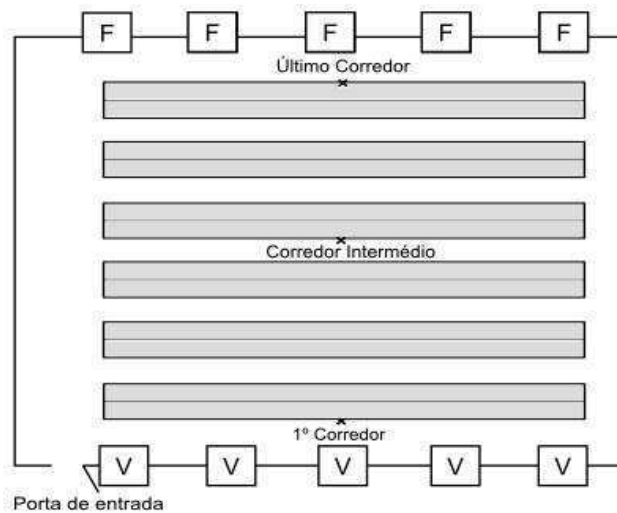
Pavilhão nº 3



Pavilhão nº 4



Pavilhão nº 5








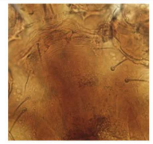


a

b

Legenda: CR- Centro de recolha de ovos; OP – Outros pavilhões não utilizados no estudo; V – Ventoinhas de extracção de ar; F – Filtros de entrada de ar; a – Exemplo de parede onde se localizam os filtros de entrada de ar; b – Exemplo de parede onde se localizam as ventoinhas de extracção de ar.

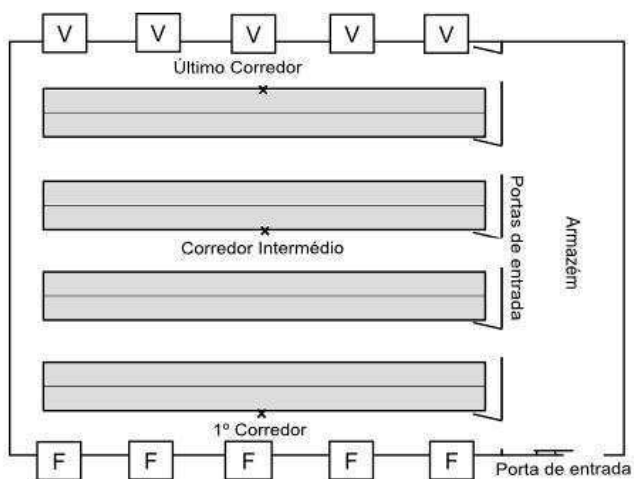
Anexo II – Chave dicotômica para diferenciação das diferentes fases evolutivas de *Dermanyssus gallinae*

Fase evolutiva de <i>D. gallinae</i>	Características morfológicas	Fotografias (originais) 15x	
Ovo	Forma elíptica com cor de pérola. Dimensões médias: c = 0,39 mm, l = 0,26 mm		
Larva	Três pares de patas. Cor acinzentada. Dimensões médias: c = 0,39 mm, l = 0,24		
Protoninfa	Quatro pares de patas. Podem ou não conter sangue no seu interior e, deste modo, variam da cor acinzentada à cor vermelha. Dimensões médias: Em jejum - c = 0,4 mm, l = 0,24 mm; Alimentadas - c = 0,55 mm, l = 0,32		
Deutoninfa	Quatro pares de patas. Normalmente, contém sangue no seu interior apresentando, assim, cor vermelha. Dimensões médias: Em jejum - c = 0,59 mm, l = 0,33 mm; Alimentadas - c = 0,75 mm, l = 0,39 mm		
Macho adulto	Quatro pares de patas. Normalmente, não contém sangue no seu interior. Orifício genital situado na região anterior do idiossoma e com forma circular. Escudo ventro-anal que se prolonga até ao nível das coxas IV. Dimensões médias: c = 0,6 mm, l = 0,29 mm		 a (140x)
Fêmea adulta	Quatro pares de patas. Normalmente, contém sangue no seu interior. Orifício genital situado ao nível das coxas IV e com forma de fenda. Podem conter ovos no seu interior. Escudo genital apresentado, anteriormente, uma aba hialina projectada. Dimensões médias: Ingurgitadas - c = 1 mm, l = 0,64 mm		 b (55x)

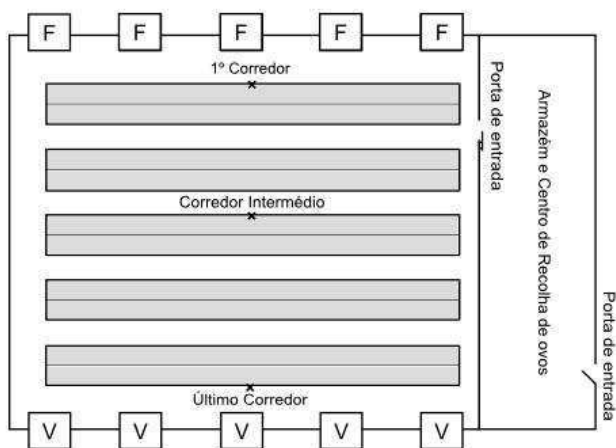
Legenda: c - comprimento; l - largura; a - promenor do orifício genital masculino; b - promenor da aba hialina do escudo genital feminino (baseada nas descrições de Evans e Till (1965), Bishopp e Wood (1917) e Cunha (2008)).

Anexo III - Esquema dos pavilhões utilizados no ensaio do espinosade

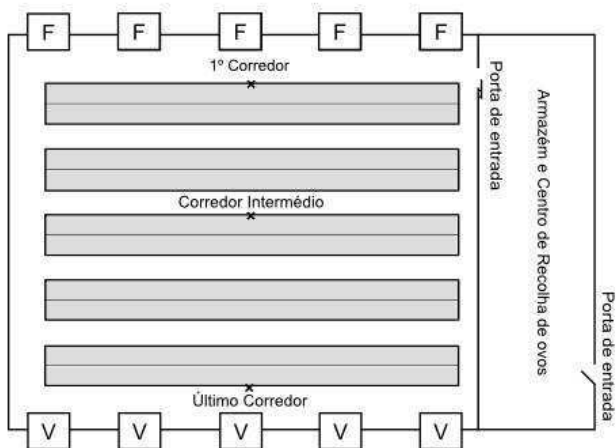
Pavilhão nº 6



Pavilhão nº 7



Pavilhão nº 8



Legenda: CR- Centro de recolha de ovos; OP – Outros pavilhões não utilizados no estudo; V – Ventoinhas de extracção de ar; F – Filtros de entrada de ar; a – Exemplo de parede onde se localizam os filtros de entrada de ar; b – Exemplo de parede onde se localizam as ventoinhas de extracção de ar.